

RÉPUBLIQUE DU NIGER

Fraternité-Travail-Progress

N°.....

UNIVERSITÉ ABDOU MOUMOUNI

Faculté des Sciences et Techniques

Département de Biologie



THÈSE UNIQUE DE DOCTORAT DE L'UNIVERSITÉ ABDOU MOUMOUNI

Présentée par
Monsieur **Djima Idrissou Tahirou**

Pour obtenir le grade de
DOCTEUR DE L'UNIVERSITÉ ABDOU MOUMOUNI

DOMAINE
Taxonomie, Morphologie et Biologie Végétales

SPÉCIALITÉ
Phycologie

SUJET DE LA THÈSE

**LES ALGUES DU FLEUVE NIGER ET DES MILIEUX HUMIDES
CONNEXES DE L'OUEST DU NIGER**

Thèse présentée et soutenue à Niamey le 28 Février 2013 devant le jury
composé de :

Monsieur **AKÉ Assi Laurent**, Professeur, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Président

Monsieur **SAADOU Mahamane**, Professeur, Université Abdou Moumouni, Niamey, Directeur de thèse

Monsieur **COUTÉ Alain**, Professeur, Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, Rapporteur

Monsieur **DA Kouhété Philippe**, Maître de Conférences, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Rapporteur

Monsieur **MAHAMANE Ali**, Professeur, Université Abdou Moumouni, Niamey, Examineur

Laboratoire de Biologie Végétale GARBA Mounkaïla
Faculté des Sciences/Université ABDOU Moumouni/ Niamey/NIGER
BP 10 662 Niamey-Niger
Tél : +227 96 53 16 33 / +227 94 85 56 38

Table des matières

Liste de figures	viii
Liste des tableaux	x
Principales Abréviations	xi
Dédicaces	xiii
Avant-propos	xiv
Introduction générale	1
Chapitre I : Généralités sur le milieu	7
I.1. Situation géographique du milieu	8
I.1.1. Caractéristiques physiques du milieu	8
I.1.1.1. Facteurs du climat	8
1. Températures	9
2. Précipitations	9
3. Humidité relative	11
4. Évapotranspiration	11
5. Insolation	12
6. Vents	12
I.2. Géomorphologie	13
I.3. Pédologie	14
I.4. Hydrographie	15
I.4.1. Système du fleuve	15
I.4.1.1. Généralités sur le fleuve Niger	15
I.4.1.2. Généralités sur le Dallol Bosso	16
I.5. Végétation	17
I.5.1. Végétation du fleuve Niger	18
I.5.2. Végétation du Dallol Bosso	19
I.6. Présentation du milieu d'étude	20
I.6.1. Lieux de prélèvement	21
I.6.2. Description des lieux de prélèvement	22
A. Stations du fleuve Niger	22
A.1. Mares du système du fleuve	23
A.1.1. Mare de Kouassi	23
A.1.2. Mare d'Albarkaïzé	23
B. Stations du Dallol Bosso (Tableau 1)	24
B.1. Tassigoussou	25
B.2. Kaka-Farakoydjindé	25
B.3. Mare de Falmey	26
B.4. Mare de Koudjé	27
B.5. Mare de Saboula	27
B.6. Mare de Boumba	28
B.6.1. Tamagorou	28
B.6.2. Founounou	28
C. Mares endoréiques	29
C.1. Mare de Maïdounka	29
Chapitre II : Matériel et méthodes	31
II.1. Matériel	32
II.1.1. Matériel technique	32
1. Température de l'eau	32
2. Oxygène dissous et demande biologique en oxygène (DBO5)	33
3. pH	33
4. Turbidité	33
5. Conductivité et taux de substances dissoutes (tds)	34

6. Mesure des ions (Cl^- , NO_3^- , NH_4^+ et Ca^{2+})	34
7. Salinité	35
II.1.2. Matériel biologique	36
II.2. Méthodes	36
II.2.1. Mesures des paramètres physico-chimiques.....	37
1. Température de l'eau	38
2. Oxygène dissous.....	38
3. pH.....	39
4. Turbidité	39
5. Conductivité.....	39
6. Mesure des ions (Cl^- , NO_3^- , NH_4^+ et Ca^{2+})	40
7. Salinité.....	40
8. Taux de substances dissoutes (tds).....	41
9. Demande biologique en oxygène (DBO5)	41
II.2.2. Prélèvement des échantillons.....	41
II.2.3. Préparation et observation des algues prélevées.....	42
1. Observation des prélèvements	42
2. Identifications taxinomiques	42
3. Comptages des micro-algues	42
Chapitre III : Résultats et discussion	43
III.1. Caractéristiques physico-chimiques des milieux.....	44
III.1.1. Mare d'Albarkaizé	44
1. Température de l'eau	44
2. Conductivité	44
3. Taux de substances dissoutes (tds).....	44
4. pH	44
5. Oxygène dissous (DO).....	44
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	45
7. Turbidité.....	45
8. Salinité	45
9. Ions majeurs (Fig. 34f).....	45
9.1. Ions chlorures (Cl^-)	45
9.2. Ions calcium (Ca^{2+}).....	45
9.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)	45
9.4. Nitrates (NO_3^-).....	46
10. Conclusion partielle	46
III.1.2. Mare de Maïdounka	48
1. Température de l'eau	48
2. Conductivité	48
3. Taux de substances dissoutes (tds).....	48
4. pH	48
5. Oxygène dissous (DO).....	48
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	48
7. Turbidité.....	48
8. Salinité	49
9. Ions majeurs (Fig. 35f).....	49
9.1. Ions chlorures (Cl^-)	49
9.2. Ions calcium (Ca^{2+}).....	49
9.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)	49
9.4. Nitrates (NO_3^-).....	49
10. Conclusion partielle	49
III.1.3. Mare de Kouassi	51

1. Température de l'eau	51
2. Conductivité	51
3. Taux de substances dissoutes (tds)	51
4. pH	51
5. Oxygène dissous (DO).....	51
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	51
7. Turbidité.....	51
8. Salinité	52
9. Ions majeurs (Fig. 36f).....	52
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	52
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	52
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	52
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	52
10. Conclusion partielle	52
III.1.4. Mare de Boumba.....	54
1. Température de l'eau	54
2. Conductivité	54
3. Taux de substances dissoutes (tds)	54
4. pH	54
5. Oxygène dissous (DO).....	54
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	54
7. Turbidité.....	54
8. Salinité	55
9. Ions majeurs (Fig. 37f).....	55
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	55
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	55
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	55
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	55
10. Conclusion partielle	55
III.1.5. Mare de Saboula	56
1. Température de l'eau	56
2. Conductivité	56
3. Taux de substances dissoutes (tds)	56
4. pH	56
5. Oxygène dissous (DO).....	56
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	56
7. Turbidité.....	56
8. Salinité	56
9. Ions majeurs (Fig. 38f).....	57
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	57
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	57
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	57
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	57
10. Conclusion partielle	57
III.1.6. Mare de Koudjé	59
1. Température de l'eau	59
2. Conductivité	59
3. Taux de substances dissoutes (tds)	59
4. pH	59
5. Oxygène dissous (DO).....	59
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	59
7. Turbidité.....	59

8. Salinité	59
9. Ions majeurs (Fig. 39f).....	60
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	60
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	60
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	60
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	60
10. Conclusion partielle	60
III.1.7. Mare de Falmey	62
1. Température de l'eau	62
2. Conductivité	62
3. Taux de substances dissoutes (tds).....	62
4. pH	62
5. Oxygène dissous (DO).....	62
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	62
7. Turbidité.....	62
8. Salinité	62
9. Ions majeurs (Fig. 40f).....	63
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	63
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	63
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	63
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	63
10. Conclusion partielle	63
III.1.8. Mare de Bellandé (Fig. 41).....	65
1. Température de l'eau	65
2. Conductivité	65
3. Taux de substances dissoutes (tds).....	65
4. pH	65
5. Oxygène dissous (DO).....	65
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	65
7. Turbidité.....	65
8. Salinité	65
9. Ions majeurs (Fig. 41f).....	66
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	66
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	66
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	66
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	66
10. Conclusion partielle	66
III.1.9. Mare de Margou (Fig. 42).....	68
1. Température de l'eau	68
2. Conductivité	68
3. Taux de substances dissoutes (tds).....	68
4. pH	68
5. Oxygène dissous (DO).....	68
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	68
7. Turbidité.....	68
8. Salinité	68
9. Ions majeurs (Fig. 42f).....	68
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	68
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	69
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	69
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	69
10. Conclusion partielle	69

II.1.10. Fleuve Niger (station de Niamey)	71
1. Température de l'eau	71
2. Conductivité	71
3. Taux de substances dissoutes (tds)	71
4. pH	71
5. Oxygène dissous (DO).....	71
6. Demande biologique en oxygène (DBO5).....	71
7. Turbidité (NTU)	71
8. Salinité	71
9. Ions majeurs (Fig. 43f).....	72
9.1. Ions chlorures (Cl ⁻)	72
9.2. Ions calcium (Ca ²⁺).....	72
9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺)	72
9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻).....	72
10. Conclusion partielle	72
III.2. Propriétés physico-chimiques comparées des stations	75
III.2.1. Température.....	75
III.2.2. pH.....	75
III.2.3. Conductivité	75
III.2.4. tds.....	75
III.2.5. Oxygène dissous (DO).....	75
III.2.6. Demande biologique en oxygène (DBO5)	76
III.2.7. Turbidité	76
III.2.8. Salinité (Fig. 49)	79
III.2.9. Ions majeurs.....	80
III.2.9.1. Ions chlorures (Cl ⁻) (Fig. 50)	80
III.2.9.2. Ions calcium (Ca ²⁺) (Fig. 51).....	80
III.2.9.3. Azote ammoniacal (NH ₄ ⁺) (Fig. 52)	81
III.2.9.4. Nitrates (NO ₃ ⁻) (Fig. 53).....	81
III.3. Composition de la population algale des milieux.....	82
III.3.1. Description taxinomique des algues recensées.....	82
III.3.1.1. Embranchement des Cyanophyta.....	82
a. Famille des Chroococcaceae.....	82
b. Famille des Clastidiaceae	85
c. Famille des Rivulariaceae.....	85
d. Famille des Nostocaceae.....	86
e. Famille des Oscillatoriaceae	88
f. Famille des Phormidiaceae	90
g. Famille des Scytonemataceae	90
h. Famille des Pseudanabaenaceae.....	91
III.3.1.2. Embranchement des Heterokontophyta	91
a. Famille des Derepyxidaceae	91
b. Famille des Pleurochloridaceae.....	91
c. Famille des Sciadiaceae.....	93
d. Famille des Diatomaceae	93
e. Famille des Eunotiaceae	94
f. Famille des Naviculaceae	96
g. Famille des Nitzschiaceae.....	101
h. Famille des Stauroneidaceae.....	101
i. Famille des Surirellaceae.....	102
j. Famille des Cymbellaceae	103
III.3.1.3. Embranchement des Dinophyta.....	104

a. Famille des Gymnodiniaceae	104
b. Famille des Peridiniaceae	104
c. Famille des Glenodiniopsidaceae	105
d. Famille des Gonyaulacaceae	105
III.3.1.4. Embranchement des Euglenophyta	105
a. Famille des Euglenaceae	105
III.3.1.5. Embranchement des Chlorophyta	122
a. Famille des Volvocaceae	122
b. Famille des Chlorococcaceae	124
c. Famille des Oocystaceae	124
d. Famille des Radiococcaceae	126
e. Famille des Dictyosphaeriaceae	126
f. Famille des Scenedesmaceae	127
g. Famille des Hydrodictyaceae	131
h. Famille des Ulotrichaceae	134
i. Famille des Coleochaetaceae	134
j. Famille des Chaetophoraceae	135
k. Famille des Aphanochaetaceae	136
l. Famille des Oedogoniaceae	136
m. Familles des Desmidiaceae	138
n. Famille des Mesotaeniaceae	176
o. Famille des Zygnemataceae	177
III.3.2. Composition qualitative	178
III.3.2.1. Composition floristique des milieux	178
III.3.2.2. Étude floristique comparative	179
III.3.2.3. Conclusion partielle	180
III.3.3. Composition quantitative	182
III.3.4. Écologie des populations algales recensées	183
III.3.4.1 Analyses de la distribution des espèces	183
III.3.4.2 Étude comparative de la composition physico-chimique des stations	185
a. Relevé de début de saison sèche (Fig. 59)	185
b. Relevé de fin de saison sèche (Fig. 60)	186
c. Relevé de début de saison des pluies (Fig. 61)	186
d. Relevé de fin de saison des pluies (Fig. 62)	187
Conclusion et perspectives	188
Bibliographie	190
Index bibliographique	191
Iconographie des micro-algues recensées	1
Annexes	31
Annexe 1 : Données physico-chimiques collectées au niveau des mares et du fleuve	31
Annexe 2 : Distribution des micro-algues recensées au niveau des mares et du fleuve	32
Annexe 3 : Liste alphabétique des micro-algues citées	43
Annexe 4 : Liste alphabétique des macrophytes citées	53
Annexe 5 : Index systématique des micro-algues citées	54
Annexe 6 : Tableau du DO (mg l ⁻¹) dans l'air et dans l'eau distillée saturée	73
Annexe 7 : Arrêté fixant les normes de potabilité de l'eau de boisson au Niger	74
Annexe 8 : Arrêté fixant les normes de rejet des déchets dans le milieu naturel au Niger	79
Annexe 9 : Liste des publications	85

Liste de figures

Figure 1 : carte de la région Sud-Ouest du Niger (source : Centre Régional Agrhymet 2009)..	8
Figure 2 : courbes des températures moyennes mensuelles relevées entre 1980 et 2007 dans les localités de Gaya et Niamey-aéroport (source : CRA, 2009)	9
Figure 3 : moyennes mensuelles des précipitations relevées entre 1980 et 2007 à Niamey-aéroport, Birni N'Gaouré et Gaya (source : CRA, 2009).....	10
Figure 4 : diagrammes ombrothermiques établis à partir des données climatiques de Gaya et à Niamey-aéroport, de 1980 à 2007 (source : CRA, 2009).....	10
Figure 5 : humidités relatives mensuelles de Gaya et de Niamey-aéroport, de 1980 à 2007 (source : CRA, 2009).....	11
Figure 6 : courbe du rapport entre les valeurs mensuelles de 1977 à 2005 de la température et de l'ETP (mm) de Gaya et de Niamey-aéroport (source : CRA, 2009).....	12
Figure 7 : courbe des moyennes mensuelles de l'insolation en heures de la région de Gaya et Niamey-aéroport de 1980 à 2008 (source : CRA, 2009).....	12
Figure 8 : moyennes mensuelles de la vitesse du vent (de 1980 à 2007) relevée à Niamey-aéroport et à Gaya (source : CRA, 2009)	13
Figure 9 : débits mensuels moyens du fleuve Niger relevés, à Niamey de 1990 à 2000 (source : CRA, 2009).....	16
Figure 10 : réseau hydrographique du Sud-Ouest du Niger (source : Centre Régional Agrhymet 2009).....	21
Figure 11 : station du fleuve Niger à Niamey.....	22
Figure 12 : station de Kouassi.....	23
Figure 13 : station d'Albarkaïzé.....	24
Figure 14 : station de Margou Tassigoussou	25
Figure 15 : station de Kaka-Farakoydjindé.....	26
Figure 16 : station de Falmey.....	26
Figure 17 : station de Koudjé.....	27
Figure 18 : station de Saboula.....	27
Figure 19 : station de Boumba Tamagorou	28
Figure 20 : station de Boumba Founounou.....	29
Figure 21 : station de Maïdounka.....	29
Figure 22 : capteur spécifique aux mesures de températures	32
Figure 23 : oxymètre	33
Figure 24 : pHmètre.....	33
Figure 25 : turbidimètre	33
Figure 26 : conductimètre	34
Figure 27 : électrode pour ions chlorures (Cl ⁻)	34
Figure 28 : électrode pour ions nitrates (NO ₃ ⁻).....	34
Figure 29 : électrode pour ions ammonium (NH ₄ ⁺)	35
Figure 30 : électrode pour ions calcium (Ca ²⁺).....	35
Figure 31 : salinomètre	35
Figure 32 : méthode de collecte des données.....	38
Figure 33 : cellules de comptage.....	42
Figure 34 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH ₄ ⁺ , NO ₃ ⁻ , Cl ⁻ , Ca ²⁺ au cours des prélèvements saisonniers à Albarkaïzé.....	47
Figure 35 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH ₄ ⁺ , NO ₃ ⁻ , Cl ⁻ , Ca ²⁺ au cours des prélèvements saisonniers à Maïdounka	50
Figure 36 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH ₄ ⁺ , NO ₃ ⁻ , Cl ⁻ , Ca ²⁺ au cours des prélèvements saisonniers à Kouassi	53

Figure 37 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Boumba.....	56
Figure 38 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Saboula	58
Figure 39 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Koudjé	61
Figure 40 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Falmey.....	64
Figure 41 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Bellandé.....	67
Figure 42 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Margou	70
Figure 43 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Niamey	74
Figure 44 : DO moyens au niveau des principales stations de prélèvement.....	75
Figure 45 : DBO5 moyennes au niveau des principales stations de prélèvement	76
Figure 46 : évolution de la turbidité au niveau du fleuve Niger et des mares du fleuve.....	77
Figure 47 : évolution de la turbidité au niveau des mares du Dallol Bosso	78
Figure 48 : évolution de la turbidité au niveau de la mare de Maïdounka	79
Figure 49 : salinités moyennes au niveau des principales stations de prélèvement.....	79
Figure 50 : teneurs moyennes en Cl^- au niveau des principales stations de prélèvement	80
Figure 51 : teneurs moyennes en Ca^{2+} au niveau des principales stations de prélèvement.....	80
Figure 52 : teneurs moyennes en NH_4^+ au niveau des principales stations de prélèvement.....	81
Figure 53 : teneurs moyennes en NO_3^- au niveau des principales stations de prélèvement	81
Figure 54 : comparaison de la florule de l'Air avec celle du Sud-Ouest du Niger	180
Figure 55 : représentation graphique de la composition de la flore algale des mares de : Albarkaïzé, Maïdounka, Kouassi, Boumba, Saboula, Koudjé, Falmey, Bellandé, Margou, et du fleuve Niger.....	181
Figure 56 : importance relative des principaux taxons recensés.....	183
Figure 57 : analyse factorielle de correspondance des 40 relevés.....	184
Figure 58 : répartition des taxons et des variables physico-chimiques sur les deux premiers axes de l'analyse canonique des correspondances concernant les dix stations de prélèvement.....	185
Figure 59 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel en début de saison sèche.	185
Figure 60 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel, en fin de saison sèche.....	186
Figure 61 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel en début de saison des pluies.....	186
Figure 62 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel en fin de saison des pluies.....	187

Liste des tableaux

Tableau 1 : localisation géographique des principales stations de prélèvement.....	21
Tableau 2 : matériel de mesure des paramètres physico-chimiques	32
Tableau 3 : répartition saisonnière des échantillonnages et des prélèvements algaux.....	37
Tableau 4 : récapitulatif des taxons rencontrés.....	179
Tableau 5 : étude comparative des inventaires de micro-algues réalisés par différents auteurs au Niger	182
Tableau 6 : caractéristiques des flores algales inventoriées dans certains milieux aquatiques de la sous-région.....	182
Tableau 7 : composition quantitative des principales stations.....	182
Tableau 8 : valeurs propres et pourcentages de variance expliquée par les 4 premiers axes .	183
Tableau 9 : résultats de l'analyse canonique des correspondances de 40 échantillonnages sur le Fleuve Niger et le Dallol-Bosso:.....	184

Principales Abréviations

$\mu\text{S m}^{-1}$: microsiemens par centimètre

ABL : Albarkaïzé

BEL : Bellandé

BOUM : Boumba

Ca^{2+} : Ions Calcium

CCA : Analyse Canonique de Correspondance

Cl^- : Ions Chlorures

Cond. : Conductivité

CRA : Centre Régional Agrhymet

DBO5 : Demande biologique en Oxygène

DO : Oxygène Dissous

ETP : évapotranspiration potentielle

FAL : Falmey

FIT : Front Inter-Tropical

g : gramme

IIMSAM : Intergovernmental Organization for the use of Micro-Algae *Spirulina* Against Malnutrition

km^2 : kilomètre carré

KOUA : Kouassi

KOUD : Koudjé

$\text{m}^3 \text{s}^{-1}$: mètre cube par seconde

MAÏ : Maïdounka

MARG : Margou

mg l^{-1} : milligramme par litre

mg : milligramme

MSP/LCE : Ministère de la Santé Publique et de Lutte Contre les Endémies

N_2 : azote atmosphérique

NH_4^+ : ammonium

NIA : Niamey

NO_3^- : nitrates

NTU : Nephelometric Turbidity Unit

p.c. : pourcentage

SAB : Saboula

tds : taux de substances dissoutes

TI-84 Plus Silver Édition : Texas Instrument-84 Plus Silver Édition

Qui veut accéder au miel se trouvant

au

fin fond d'un rocher ne ménage pas le bout de sa hache

« Proverbe africain »

À

feu mon père Djima qui m'a appris à lire, à écrire et à aimer la biologie !

À

ma mère Awa qui m'a appris à dessiner !

À

toute ma famille !

Ce document est votre œuvre.

Avant-propos

Ce document présente de façon intégrale nos travaux de thèse que nous avons menés de 2008 à 2011 au Laboratoire Garba Mounkaila du Département de Biologie de la Faculté des Sciences de l'Université Abdou Moumouni de Niamey.

Le choix du thème de thèse s'est fait suite à un premier travail de DEA soutenu au Laboratoire de Botanique de l'UFR Biosciences de l'Université de Cocody-Abidjan, sur les micro-algues de Port-Bouët dans la commune d'Abidjan. Fort des acquis accumulés au cours des travaux d'initiation à la recherche, nous avons jugé bon de continuer dans la même spécialité, pour nos travaux de thèse, en prospectant cette fois-ci les écosystèmes sahélo-soudaniens du Niger.

Nous espérons avoir contribué quelque peu à mettre en lumière la richesse floristique algale des eaux douces et saumâtres du Sud-Ouest du Niger. Nous espérons également avoir apporté un éclairage assez édifiant sur une frange importante de la biodiversité végétale nigérienne et pour laquelle nous ne disposons que de très peu d'informations, sans doute parce les algues constituent des organismes végétaux hors de l'environnement habituel de l'homme (Caratini, 1985), mais également parce que l'aire d'extension des espèces algales correspond à l'aire de distribution des algologues (Bourrelly, 1972).

Nous tenons à remercier tout particulièrement notre cher maître DA Kouhété Philippe, Maître de Conférences au Laboratoire de Botanique de l'UFR Biosciences de l'Université de Cocody-Abidjan. C'est grâce à sa judicieuse attention, à son accueil chaleureux et à sa patience sans limite que cette difficile et exaltante initiation à la recherche a pu être amorcée.

Monsieur le Professeur COUTÉ Alain, vous êtes sans nul doute notre maître, car vous êtes le maître de notre maître. Nous n'avons pas eu l'occasion de travailler à vos côtés à cause du manque de moyens pour ce travail, mais par votre laborieuse et inestimable contribution, cette thèse a pris forme. De vos remarques suggestions, nous en sommes sorti édifié.

Nous remercions par ailleurs SAADOU Mahamane, notre directeur de thèse, Professeur de Botanique et Écologie Végétale au Laboratoire Garba Mounkaila du Département de Biologie de l'Université Abdou Moumouni, Recteur de l'Université de Maradi, pour son appui matériel et moral inconditionnel et sa patience sans limite.

Nous remercions également tout le Centre Régional Agrhymet et nommément :

- SARR Étienne, Directeur de la Formation Recherche,
- Dr. N'DIAYE N'Baye, Responsable de Formation en Protection des Végétaux,
- Dr. SANOUSSI Atta, Responsable de Formation en Agrométéorologie,
- GOUGARI Badjé, Assistant de Recherche en Formation en Protection des Végétaux, pour avoir mis à notre disposition sans restriction un cadre idéal de travail.

Monsieur le Professeur SALIAH Hassane Hamadou, Professeur Télé-Université, UCAM Canada, grâce à vous nous avons été initié au concept de laboratoire mobile ; nous vous sommes très reconnaissants pour ce concours inestimable.

Monsieur WATTA Sama, Directeur du Centre National de Surveillance Environnementale et Écologique du Niger, nous vous en sommes très reconnaissant pour votre concours inestimable au financement de nos missions de terrain.

Monsieur ATTARI Boucar, Responsable de l'Unité Biodiversité, du CNEDD, par votre disponibilité à écouter et à proposer des solutions idoines, vous avez pu convaincre vos partenaires financiers de la nécessité et du bien-fondé de cette thèse, nous donnant l'occasion de valider nos résultats devant un jury international, composé d'éminents botanistes et phycologues.

Enfin, tous nos sincères remerciements vont à tout le Laboratoire Garba Mounkaila de la Faculté des Sciences, avec en premier lieu ALI Mahamane, Professeur de Botanique et Écologie Végétale au Laboratoire Garba Mounkaila du Département de Biologie de l'Université Abdou Moumouni, Vice-Recteur de l'Université de Maradi.

Introduction générale

Les ressources en eau de surface ont une grande importance environnementale et économique (Smet, 2002). Dans les pays sahéliens et désertiques comme le Niger, elles représentent des lieux de grande diversité biologique et entretiennent la vie à tous les niveaux du réseau trophique, depuis le phytoplancton jusqu'à l'homme. Elles procurent aussi des revenus substantiels variés : sources de protéines, aménagements agricoles, production d'électricité, approvisionnements en eau domestique.

Le réseau hydrographique nigérien est très restreint, les seuls éléments permanents étant le Fleuve Niger et le lac Tchad (Boureima, 1980). Ces derniers sont fortement menacés par l'ensablement et une baisse graduelle de débit consécutive à l'aridification générale du climat régional qui se traduit par une irrégularité des précipitations et un recul généralisé du couvert végétal. D'immenses surfaces des bassins versants du fleuve Niger sont mises à nu. L'évaporation au niveau des plans d'eau (fleuve, lac et mares) devient importante ; les particules solides mises en solution lors du ruissellement des eaux de pluie deviennent aussi importantes. Il s'ensuit un ensablement et un envasement des milieux aquatiques.

De nombreuses mares permanentes sont devenues temporaires ou ont totalement disparu du système hydrographique. Lorsqu'elles existent encore, leur surface est presque entièrement recouverte de plantes envahissantes telles que *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms-Laub., *Typha domingensis* Pers., *Nymphaea lotus* L., qui accélèrent l'envasement.

La profondeur et l'étendue des éléments majeurs du système hydrographique nigérien (fleuve Niger et lac Tchad) ont aussi fortement diminué. L'ampleur de la dégradation de ces écosystèmes (cours d'eaux, zones humides) est préoccupante. Les facteurs anthropiques viennent amplifier les effets des facteurs exogènes dont l'homme n'est pas responsable.

Au Niger, comme partout ailleurs dans les pays en développement, les cours d'eau sont sujets à des pressions anthropiques liées à la croissance démographique. Ceci provoque le recul des zones humides (urbanisation anarchique) et dégrade la qualité de l'environnement aquatique. Les cours d'eau deviennent, par le biais du déversement des bouches d'égout, le réceptacle des eaux usées domestiques et industrielles, généralement sans aucun traitement préalable, entraînant un enrichissement des eaux en matières organiques et une contamination en produits chimiques divers. L'équilibre du milieu se trouve ainsi perturbé, car l'apport important en matières organiques et chimiques rompt le mécanisme d'auto-épuration des milieux. La conséquence est que des espèces animales nobles (larves de chironomes, aselles, sangsues) et végétales (*Spirogyra*, *Micrasterias*) disparaissent pendant que d'autres espèces ubiquistes (Cyanophyceae) et nocives (Péridiniens) s'installent (Fellrath, 1980). Il y a lieu, pour une gestion durable des ressources en eau de surface au Niger, d'intégrer à la notion de

qualité de l'eau, la prise en compte des données physico-chimiques et biologiques. Selon Lenzenweger, 2003, l'appréciation de la qualité de l'eau par les paramètres physico-chimiques ne reflète que l'état instantané du milieu alors que celle prenant en compte les paramètres biologiques est basée sur le long terme. Aussi est-il convenable, pour le suivi de l'état et de l'évolution des milieux aquatiques, de combiner l'analyse physico-chimique et biologique. La notion de qualité de l'eau est, en elle-même, un concept qui regroupe plusieurs aspects relevant de la physique, de la chimie, de la microbiologie, de la biologie et des conditions climatiques.

Au cours de cette étude, il sera donc pris en compte la qualité de l'eau basée sur les données physico-chimiques et biologiques (micro-algues), le but étant d'étudier la qualité des eaux de certains cours d'eau du Sud-Ouest de la partie agricole du Niger. Il s'agit essentiellement du fleuve Niger, des mares appartenant au système du fleuve et des mares du Dallol Bosso.

Au Niger, l'essentiel de la population se concentre dans la bande sud du pays dite bande agricole. Les données sur la flore algale de la bande agricole restent encore assez mal connues et fragmentaires, car relevant d'échantillonnages ponctuels et anciens. Il est nécessaire de disposer de données floristiques récentes et actualisées, au vu de l'évolution subie par ces écosystèmes.

Les premières populations algales ont été répertoriées dans l'Aïr avec les travaux de Compère (1980), intitulés «Algues de l'Aïr (Niger)», avec un total de 530 espèces. D'autres études ont été menées dans les eaux internationales du lac Tchad, partagées entre le Niger, le Nigeria, le Cameroun et le Tchad (Compère, 1967 ; 1970 ; 1974a ; 1974b ; 1975a ; 1975b ; 1975c ; 1976a ; 1976b ; 1977) où 1 284 espèces ont été répertoriées.

Au niveau sous-régional, des travaux intéressants ont été effectués par :

- Iltis (1972, 1973), « Les algues des eaux natronées du Kanem (Tchad) » ;
- Iltis (1982a, b, c), « Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire » ;
- Couté et Rousselin (1975), « Les algues d'eau douce du Moyen Niger (Mali) » ;
- Couté et Iltis (1985), « Étude au microscope électronique à balayage de quelques algues (Dinophycées et Diatomophycées) de la lagune Ébrié (Côte d'Ivoire) » ;
- Da (1992), « Contribution à la connaissance du phytoplancton de la mare et du complexe piscicole du Banco (Côte d'Ivoire) » ;
- Da (2007), « Étude taxinomique du phytoplancton dulçaquicole des masses d'eau lenticules et lotiques de quelques sites au Sud de la Côte d'Ivoire, entre les fleuves Bandama et Bia : apports de la microscopie électronique à balayage » ;

- Ouattara *et al.*, (2000), « Les micro-algues de deux cours d'eau (Bia et Agnébi) de Côte d'Ivoire » ;
- Djima (2006), « Les algues des milieux humides de Port-Bouët (Abidjan) » ;
- Zongo (1994), « Contribution à l'étude du phytoplancton d'eau douce du Burkina Faso : cas du barrage n° 3 de la ville de Ouagadougou » ;
- Zongo (2007), « Inventaire et systématique des micro-algues dulçaquicoles du réservoir de Bagré au Burkina Faso (Province du Boulgou) ».

Contrairement au macrophytes qui ont été assez bien étudiés en Afrique, avec la mise au point de flores spécifiques de nombreuses régions, très peu d'informations existent sur la flore algale du Niger.

On se fait souvent une mauvaise image des algues : elles sont assimilées à des espèces toxiques, proliférant dans les étangs et mares (Lenzenweger, 2003). C'est là, une opinion sommaire qui contraste fortement avec le rôle combien important joué par les algues dans les milieux aquatiques et même au-delà.

Les algues sont des végétaux vivant principalement dans les milieux aquatiques ou humides. Elles sont incontestablement un maillon important du maintien de l'équilibre écologique des milieux aquatiques. Elles sont à la base de tous les réseaux trophiques de ces milieux, voire même au-delà. Elles sont les premiers producteurs d'oxygène assurant près de 70 p.c. de l'oxygène atmosphérique. Leur appareil végétatif est simple ; elles sont autotrophes comme les plantes à fleurs et synthétisent, grâce à la chlorophylle, à l'énergie solaire, aux sels minéraux nutritifs et au CO₂ puisés dans le milieu, leurs substances vitales : elles sont appelées Thallophytes (végétaux dépourvus de racines, tiges et feuilles) chlorophylliens. Elles sont pour la plupart microscopiques, et vivent librement dans les cours d'eau (phytoplancton), ou fixées sur des supports variés. Les algues ont une très grande répartition spatiale car elles sont à même d'utiliser au maximum les ressources minimales du milieu pour boucler leur cycle de vie. Le cosmopolitisme des algues, particulièrement celles d'eau douce, serait lié, d'une part à une dissémination facile par les oiseaux, le vent, et d'autre part à leur aptitude à passer de la vie ralentie par hypnospores (végétatives) ou œufs (reproduction sexuée) à une vie active (Vivier et Manguin, 1943).

La présence des algues en milieu aquatique est un facteur qui revêt une importance aussi bien environnementale, scientifique qu'économique. La microbiologie à laquelle on associe les micro-algues, est nécessaire pour développer des technologies industrielles plus

performantes et plus respectueuses de l'environnement. Elle a une orientation fondamentale et appliquée (Prescott *et al.*, 2003).

La biomasse produite par les micro-algues est très importante, de près de 12 p.c. de leur poids chez les Cyanophyceae, en raison de leur vitesse de croissance. De plus, elle comporte plusieurs domaines d'application : elle est source d'alimentation pour le bétail et les hommes, source énergétique (production d'hydrocarbures), de fertilisants des sols, et est utile pour la production de pigments naturels (Chader, 2003) ainsi qu'en aquaculture où ces algues constituent une biomasse importante et la principale nourriture des poissons qui les consomment directement ou indirectement, par l'intermédiaire du benthos (Vivier et Manguin, 1943).

Par leur physiologie, certaines algues contribuent au processus d'auto-épuration des eaux. Elles libèrent dans l'eau des substances bactéricides, des acides gras, des terpènes et des phénols qui améliorent la qualité de l'eau.

Les algues sont utilisées comme sujets d'expériences dans de nombreux domaines de la recherche pharmaceutique, nutritionnelle et agronomique, avec une application industrielle : comme source d'aliments de haute qualité nutritionnelle (la spiruline), et des produits d'intérêt pratique comme : le Calcium spirulan (Ca-SP) à action antivirale (Henriette, 2006), la spiruline à effet immunomodérateur (Mao *et al.*, 2005).

Les algues bleues ou Cyanobactéries sont capables de prélever l'azote moléculaire atmosphérique et de le transformer en azote organique. Elles assurent la transformation de l'azote atmosphérique (N_2) en ammonium (NH_4^+) ou en nitrates (NO_3^-) assimilables par les plantes (Mohr et Schopfer, 1995). Elles libèrent, dans le sol, ces nitrates produits par la fixation de l'azote et augmentent significativement les rendements agricoles, particulièrement en riziculture. C'est le cas de *Trichormus azollae* (Strasburger) Komárek et Anagnostidis qui vit dans les cavités foliaires de *Azolla* Lam. (Azollaceae). En raison de cette propriété, certaines Cyanophyceae sont utilisées comme inoculum dans la fabrication des engrais biologiques (Chader, 2003).

D'autres espèces de Cyanophycées telles que *Arthrospira maxima* Setchell et Gardner, *Arthrospira platensis* (Nordstedt) Gomont, qui se développent particulièrement dans les eaux alcalines des régions tropicales (lac Tchad, lac Nakuru), sont très recherchées pour leur richesse en acides aminés, β -carotène, fer, calcium, acides gras essentiels (σ -linoléique), oligo-éléments, vitamines, qui sont recommandés dans les cas de malnutrition sévère (Delpeuch *et al.*, 1976). Des études révèlent que 2 g de spiruline/jour pendant 6 à 8 semaines, suffisent à combler les carences d'individus en état de malnutrition (Loïc, 2004).

Certaines micro-algues, du fait de leur aptitude à consommer le dioxyde de carbone et de leur capacité à produire des huiles essentielles (triglycérides) riches en lipides en situation de stress, peuvent, à coup sûr, constituer une piste révolutionnaire dans la stratégie d'adaptation au changement climatique et la satisfaction des besoins énergétiques. Certaines micro-algues sont capables de produire du biocarburant dit de 3^{ème} génération (Sawerysyn, 2010), une énergie renouvelable, respectueuse de l'environnement et propre car elle utilise le dioxyde de carbone (substance la plus incriminée dans la notion du réchauffement climatique mondial).

Cette introduction, qui montre l'importance avérée des algues et le peu de connaissance de celles du Niger, sera suivie d'un premier chapitre consacré aux généralités sur le milieu d'étude. Le deuxième chapitre concernera le matériel et les méthodes utilisées. Un troisième chapitre traitera des résultats et de la discussion, et précèdera la conclusion et les perspectives.

Chapitre I : Généralités sur le milieu

I.1. Situation géographique du milieu

Le milieu d'étude est situé au Sud-Ouest du Niger (Fig. 1). Il correspond au Niger occidental (Garba, 1984), et s'étend entre 11°45' et 15° de latitude Nord, 0°45' et 4° de longitude Est. Il se présente sous la forme d'un trapèze de 50 000 km², limité à l'Ouest par le Fleuve Niger, à l'Est par une ligne passant à Dogondoutchi et Filingué incluant ainsi les dallols Bosso, Foga et Maouri. Sa limite nord correspond à la frontière du Mali et celle du Sud à la frontière du Bénin et du Nigeria. La zone d'étude englobe la région de Dosso, la région de Tillabéry et la communauté urbaine de Niamey.

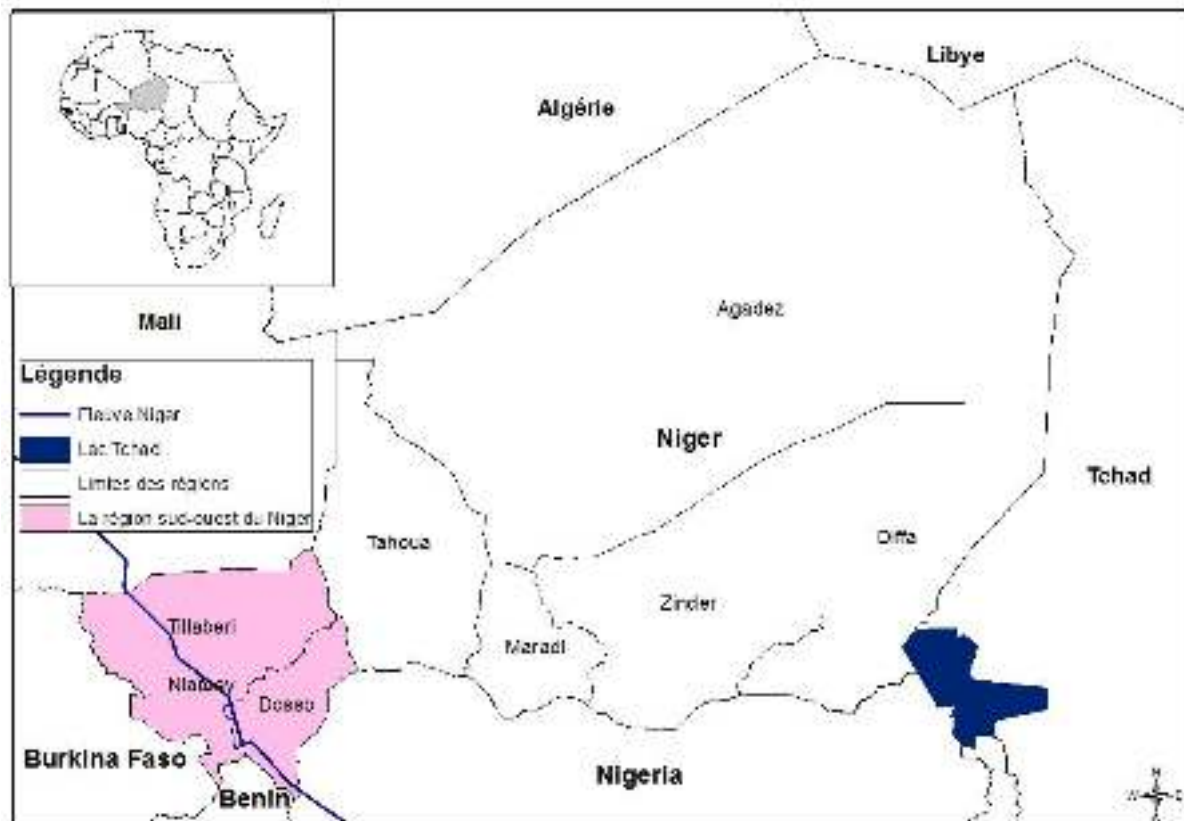


Figure 1 : carte de la région Sud-Ouest du Niger (source : Centre Régional Agrhyet 2009)

I.1.1. Caractéristiques physiques du milieu

Les facteurs du milieu ayant été examinés sont le climat, la géomorphologie, la pédologie et l'hydrographie.

I.1.1.1. Facteurs du climat

Selon Alain (1980a), le climat général du Niger s'inscrit dans un ensemble régional, régi par la circulation atmosphérique de deux masses d'air (la Mousson et l'Harmattan), séparées par une surface de discontinuité appelée : le front intertropical (FIT). Les fluctuations de ces masses d'air, ajoutées en été aux vents d'Est et en hiver aux vents d'Ouest

du Jet-stream qui sont des forces (courants) atmosphériques impressionnantes influencent fortement les phénomènes météorologiques et le climat.

Le climat du Sud-Ouest nigérien est un climat de type sahélien, commun à toute la bande sud du Niger, à l'exception du Dendi qui connaît un climat tropical sec. Le climat se caractérise par des facteurs exogènes comme la pluie et le rayonnement solaire, et des facteurs endogènes, continuellement modifiés par la nature du milieu, comme le vent, la température et l'humidité.

1. Températures

Les températures moyennes mensuelles (Fig. 2), ont été établies à partir des relevés quotidiens sur une durée de 27 ans. Les stations météorologiques prises en compte sont celles de Gaya et Niamey-aéroport. L'examen de ces courbes montre des températures assez élevées. Les valeurs maximales se situent en avril et en mai, avec respectivement 40,7°C et 38,3°C pour Gaya, 41,5°C et 40,5°C pour Niamey-aéroport. Les valeurs minimales se situent en janvier et en décembre, avec respectivement 19°C pour Gaya ; 16,9°C et 17,2°C pour Niamey-aéroport. L'analyse des moyennes montre que janvier reste le mois le plus frais de l'année pour les deux localités, alors que le mois le plus chaud est avril (34,1°C) à Gaya et mai (34,45°C) à Niamey-aéroport. Cette situation serait liée à un retour un peu plus précoce des pluies à Gaya qui bénéficie d'un climat tropical sec.

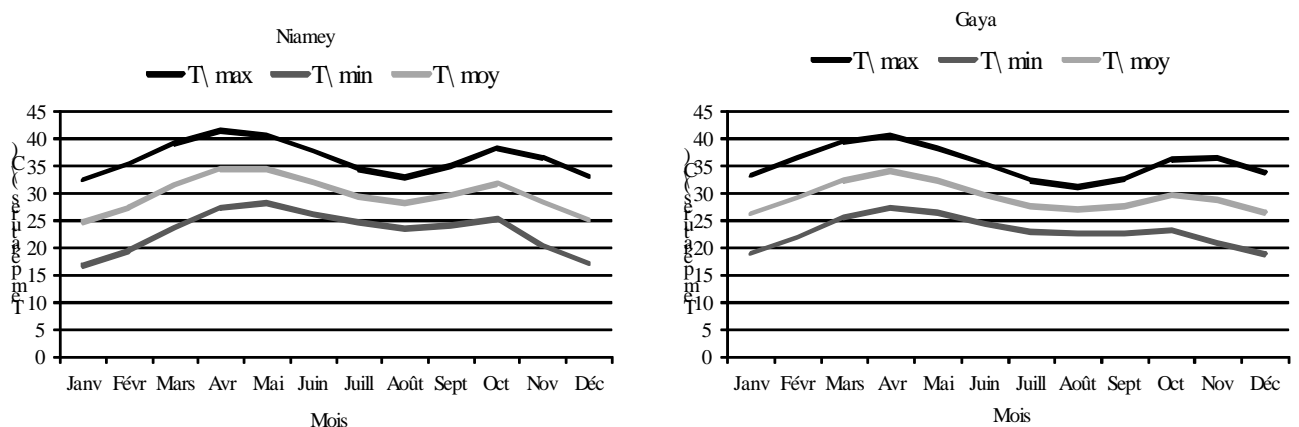


Figure 2 : courbes des températures moyennes mensuelles relevées entre 1980 et 2007 dans les localités de Gaya et Niamey-aéroport (source : CRA, 2009)

2. Précipitations

Pour l'examen des précipitations (Fig. 3), la localité de Birni N'Gaouré à été prise en compte en plus de Gaya et Niamey-aéroport. L'analyse du total mensuel des pluies dénote un gradient décroissant des pluies, depuis la zone sahélienne jusqu'à la zone tropicale sèche.

Les hauteurs des pluies sont relativement importantes pour Gaya dès le mois de mai et cela jusqu'en septembre. À Niamey et Birni, par contre, les valeurs maximales sont atteintes en juillet et août.

Les moyennes des précipitations annuelles de 1980 à 2007 donnent 511,6 mm pour Niamey-aéroport, 529,1 mm pour Birni N'Gaouré et 792,3 mm pour Gaya.

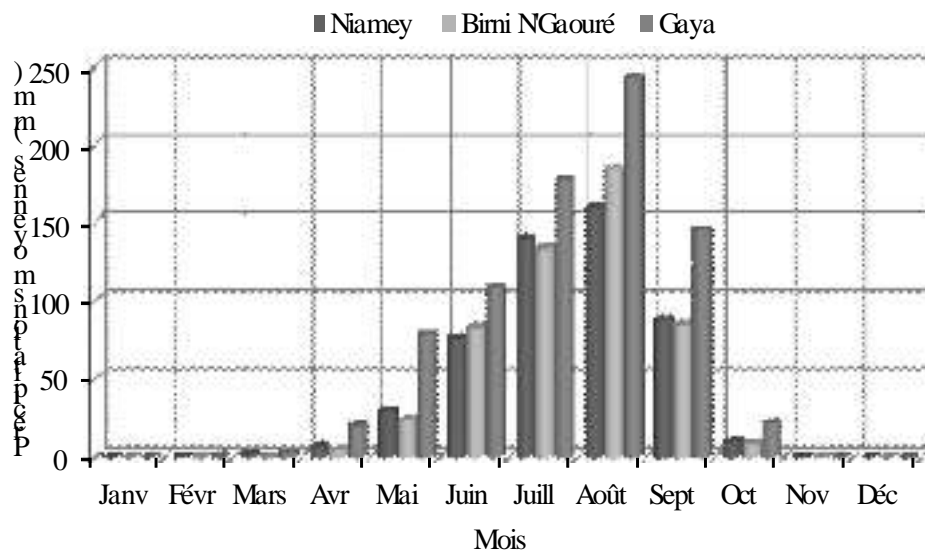


Figure 3 : moyennes mensuelles des précipitations relevées entre 1980 et 2007 à Niamey-aéroport, Birni N'Gaouré et Gaya (source : CRA, 2009)

Les diagrammes ombrothermiques de Niamey et Gaya (Fig. 4) ont été établis à partir des moyennes mensuelles des températures et des précipitations mesurées au niveau de ces trois stations synoptiques sur une durée de 27 ans ; ils reflètent assez bien le climat régional.

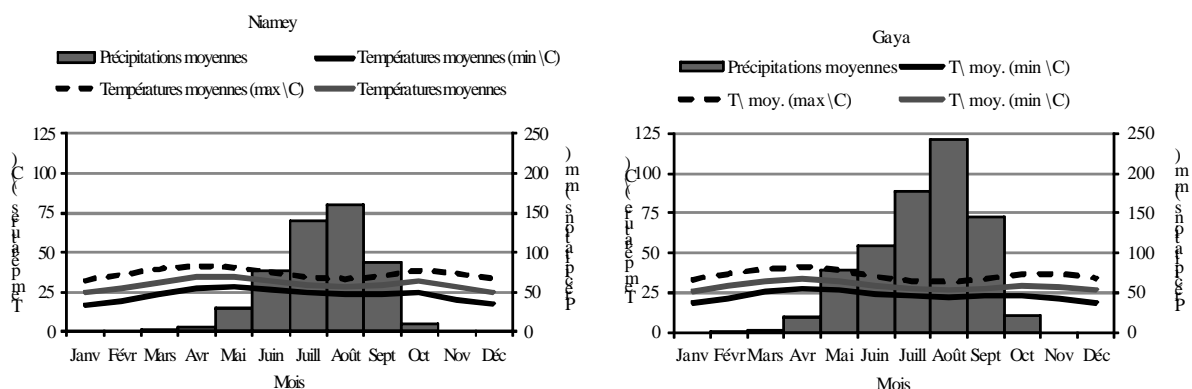


Figure 4 : diagrammes ombrothermiques établis à partir des données climatiques de Gaya et à Niamey-aéroport, de 1980 à 2007 (source : CRA, 2009)

3. Humidité relative

L'humidité relative est un paramètre météorologique important, qui renseigne sur la possibilité de formation de nuages et de précipitations. C'est la mesure du rapport entre la vapeur d'eau vraiment présente dans l'air considéré et la valeur de pression saturante théorique ; elle est exprimée en p.c.

Au niveau de la zone sud-ouest du Niger, l'humidité relative moyenne (Fig. 5) est élevée à partir de mai, en liaison avec l'arrivée de la mousson par remontée du FIT et ce, jusqu'en octobre où l'Harmattan fait redescendre le FIT.

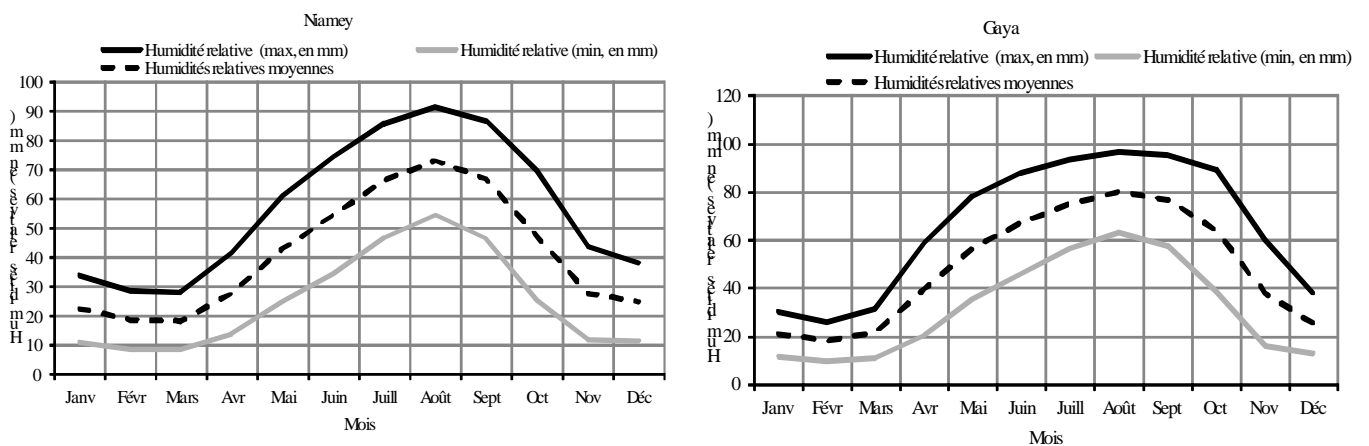


Figure 5 : humidités relatives mensuelles de Gaya et de Niamey-aéroport, de 1980 à 2007 (source : CRA, 2009)

4. Évapotranspiration

L'évapotranspiration (ETP) est la restitution de l'eau à l'atmosphère dans les conditions naturelles du milieu physique par le processus d'évaporation au niveau du sol ajouté à la transpiration du couvert végétal (Fig. 6). L'ETP évolue à ce titre proportionnellement à l'augmentation de la température et de l'insolation. Elle est par ailleurs inversement proportionnelle aux valeurs moyennes de précipitations et d'humidité relative.

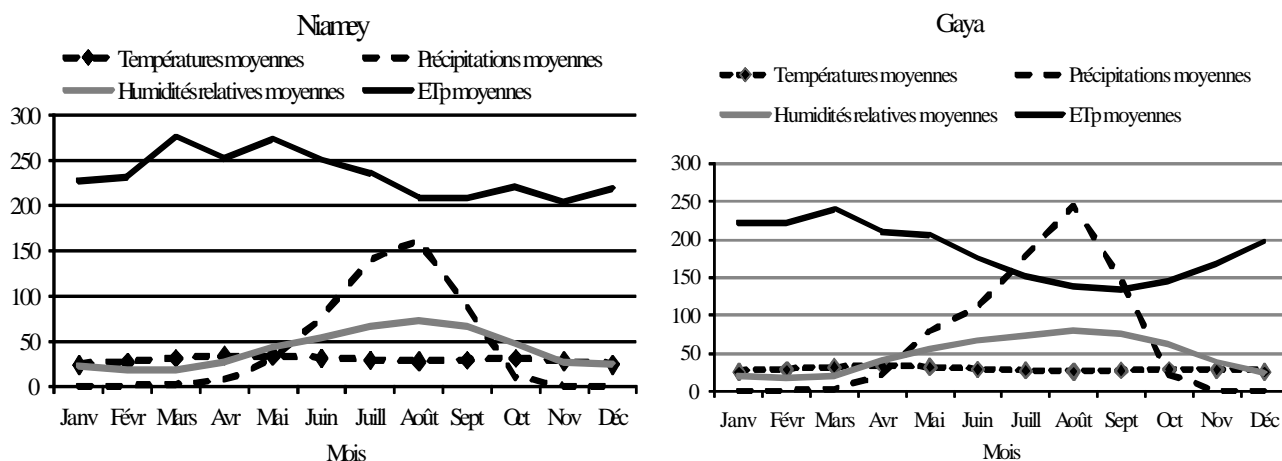


Figure 6 : courbe du rapport entre les valeurs mensuelles de 1977 à 2005 de la température et de l'ETP (mm) de Gaya et de Niamey-aéroport (source : CRA, 2009)

5. Insolation

Le Niger est un pays de soleil. Tous les jours de l'année sont généralement ensoleillés. L'ensoleillement journalier moyen (Fig. 7) varie entre 6,7 et 9,5 heures. Une baisse significative de l'insolation est observée seulement entre juillet et septembre, où elle est légèrement inférieure à 8 heures. Les faibles valeurs sont relevées en août avec un ensoleillement de 6,7 heures à Gaya et 7,7 heures à Niamey.

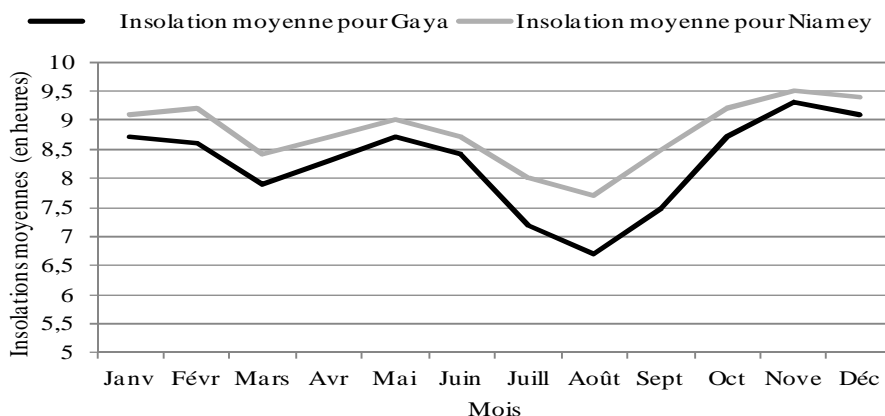


Figure 7 : courbe des moyennes mensuelles de l'insolation en heures de la région de Gaya et Niamey-aéroport de 1980 à 2008 (source : CRA, 2009)

6. Vents

On distingue au Niger deux types de vents (Fig. 8), répartis entre deux périodes caractéristiques de l'année. La première période, d'octobre à novembre est caractérisée par un vent sec : c'est l'Harmattan qui souffle du secteur nord-est ou est. La seconde période, de mai

à octobre bénéficie d'un vent humide : c'est la Mousson. Elle souffle du secteur sud-ouest ou sud ; et marque le retour des pluies.

L'amplitude des vents est plus forte dans la région de Niamey, moins boisée que dans la région de Gaya, dominée par des savanes arborées. La végétation joue ici le rôle d'amortisseur de la vitesse des vents.

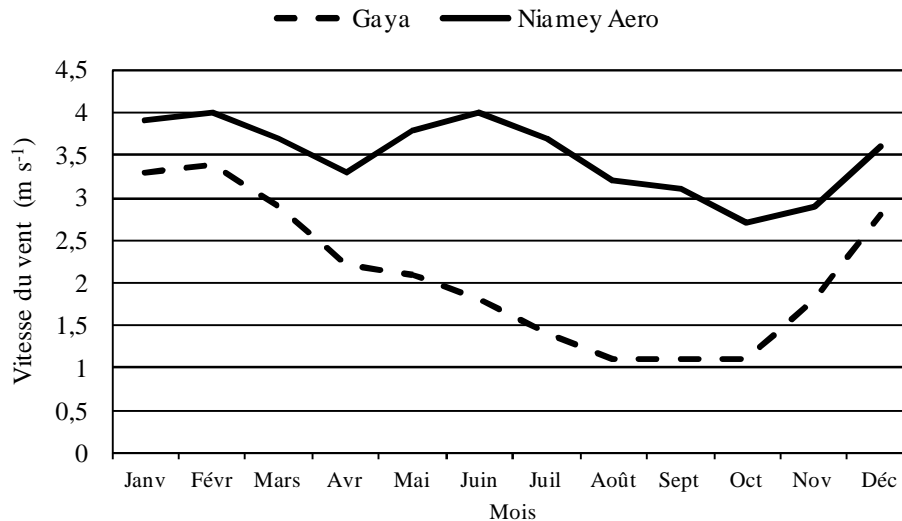


Figure 8 : moyennes mensuelles de la vitesse du vent (de 1980 à 2007) relevée à Niamey-aéroport et à Gaya (source : CRA, 2009)

I.2. Géomorphologie

Selon Alain (1980b), le Niger présente un relief peu contrasté. On note, tout de même, une grande variabilité des formes de relief, résultant d'une part des processus lithologiques et tectoniques (les formes structurales), d'autre part, des processus d'érosion (les formes climatiques). Les altitudes sont relativement basses dans le Sud-Ouest, variant entre 200 et 500 mètres. Elles augmentent sensiblement à mesure qu'on s'oriente vers l'amont du fleuve.

Selon Garba (1984), les formes structurales sont observées dans les régions arides où l'érosion mécanique l'emporte sur les processus chimiques. Ces formes structurales résultent de l'action des facteurs érosifs anciens ou actuels.

Actuellement, on observe une succession de bassins, de cuirasses ferrugineuses, de dunes au niveau du Ténéré, de structures volcaniques dans le massif de l'Air, de vallées alluviales actuelles et fossiles, d'escarpements de failles dans l'Air et le Ténéré, et enfin, dans une moindre mesure, de cuestas dans le Gourma et autour de l'Ighazer.

Le Sud-Ouest du Niger est occupé essentiellement par les Bassins des Oulliminden, le Gourma et la zone de socle du Liptako. Ces structures sont parcourues par des vallées

alluviales actuelles (la vallée du fleuve Niger) et des vallées alluviales fossiles (les Dallols Bosso, Foga, Maouri).

I.3. Pédologie

Les sols de la zone d'étude sont ceux du Moyen Niger et du bassin du fleuve Niger. Ces sols sont également, pour l'essentiel, situés dans le bassin des Oulliminden et dans une moindre mesure, dans le Liptako et le Gourma. Dans le Sud-Ouest nigérien, la couverture sédimentaire du bassin des Oulliminden est formée par plusieurs types de dépôts alluviaux : les dépôts récents de décompositions diverses, le long du fleuve Niger et de ses affluents et près des anciens affluents du Niger, les Dallols (Greigert, 1966). Les Dallols sont d'anciennes vallées du fleuve du Pléistocène originaires de l'Air, recouvertes plus tard par de petites dunes (Bui *et al.*, 1990).

Selon Pierre (1980), au Niger, les sols présentent une grande variabilité. On en distingue six types :

- les sols dits minéraux bruts occupant la partie désertique nord du pays ;
- les sols peu évolués, du socle birrimien de l'Ouest du Niger ;
- les sols subarides, formant une bande longitudinale depuis la frontière du Mali jusqu'au lac Tchad ;
- les sols ferrugineux tropicaux, dans la partie agricole du Niger qui s'étend de l'extrémité Sud-Ouest à l'extrémité Sud-Est. Ce sont :
 - o des sols peu ou pas lessivés sur sables,
 - o des sols lessivés à concrétions, associés à des sols peu évolués gravillonnaires,
 - o des sols peu ou pas lessivés, associés à des sols hydromorphes et halomorphes ;
- les vertisols, près du lac Tchad, sols hydromorphes, marqués par un excès d'eau suite à un engorgement temporaire de surface, de profondeur ou d'ensemble, ou par la présence ou la remontée d'une nappe phréatique sous-jacente.

On trouve ces sols dans la vallée du fleuve, dans les Dallols et leurs affluents ; ils sont formés de sols à gley de profondeur, parfois associés à des sols ferrugineux.

I.4. Hydrographie

La partie occidentale du fleuve Niger compte principalement deux systèmes de réseau hydrographique, à savoir le système du fleuve et le système des Dallols.

I.4.1. Système du fleuve

Au Niger, le fleuve Niger coule du Nord-Est vers le Sud-Ouest. Il inonde de vastes étendues de terres en période de crue. Les principaux affluents encore actifs sont tous situés sur la rive droite ; il s'agit de la Sirba, du Gorouol, du Dargol, de la Diamangou, du Mékrou et de la Tapoa. Quant aux affluents de la rive gauche, il ne reste plus que des vallées sèches. C'est à ces dernières qu'appartient le Dallol Bosso.

Le système du fleuve comporte également des bras morts et des mares du fleuve qui jalonnent l'écotone (zone humide) du fleuve Niger. Ces milieux jouent un rôle important dans la régulation des écoulements du milieu terrestre vers le fleuve, assurent la filtration et l'épuration biologique, jouent un rôle tampon en période de crue exceptionnelle. De plus, ils servent de lieu de refuge et de reproduction pour de nombreuses espèces animales.

I.4.1.1. Généralités sur le fleuve Niger

Le fleuve Niger est le troisième grand cours d'eau du continent africain après le Nil et le Congo. Sa longueur est estimée à 4 200 km et son débit moyen d'environ $6\,000\text{ m}^3\text{ s}^{-1}$. Il prend sa source près des monts de Loma, à près de 800 m d'altitude, à la frontière de la Sierra Leone et de la Guinée (Autorité du Bassin du Niger, 2007). Il draine un bassin d'une superficie globale de $2\,100\,000\text{ km}^2$. Son cours principal concerne environ $1\,500\,000\text{ km}^2$, partagés entre la Guinée et le Sud du Mali. Il traverse l'Ouest du Niger sur près de 500 km, longe la frontière Niger-Bénin, puis le Nigeria avant de se jeter dans l'Océan Atlantique à Port-Harcourt.

Le débit du fleuve Niger (Fig. 9) relevé à Niamey, présente une courbe en « U ». Il est maximal en janvier, de l'ordre de $1\,805\text{ m}^3\text{ s}^{-1}$ en 2 000, puis baisse progressivement pour avoir ses plus faibles valeurs entre avril et juillet, de l'ordre de $70,6$ à $298\text{ m}^3\text{ s}^{-1}$ en 2000.

Pendant la saison des pluies (juillet-septembre) le débit augmente à nouveau et ce, progressivement jusqu'en janvier. Ceci laisse entrevoir que le fleuve Niger reçoit la majeure partie de ses eaux, de pluies, d'une part par rechargement de la nappe phréatique au niveau de sa source et d'autre part à partir des eaux de ruissellement drainées par ses principaux affluents.

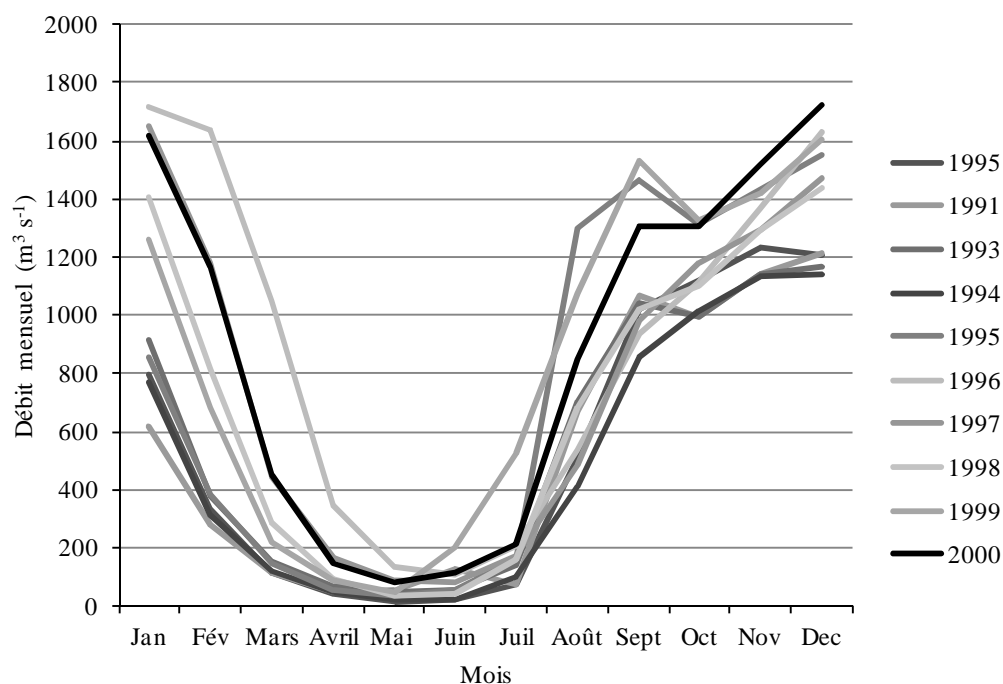


Figure 9 : débits mensuels moyens du fleuve Niger relevés, à Niamey de 1990 à 2000 (source : CRA, 2009)

I.4.1.2. Généralités sur le Dallol Bosso

Le Dallol Bosso est situé dans la région de Dosso, plus précisément dans le département de Boboye (Birni N’Gaouré) qu’il traverse du Nord au Sud. Il s’étend entre 13°56’34,2’’ Nord et 2°98’25,8’’ Est, avec une superficie estimée à près de 750 000 ha.

Selon Saadou (1990), le Dallol Bosso est une ancienne vallée d’un affluent du Niger aujourd’hui inactif, vallée creusée au début du quaternaire dans les séries argilo-gréseuses supérieures du continental terminal, puis remblayée par des dépôts alluviaux et éoliens essentiellement sableux. Les formations du continental terminal sont séparées des grès et argiles du continental intercalaire sous-jacent par les marnes, calcaires et argiles du pléocène et du crétacé terminal. Ce paléo-affluent du Niger, aujourd’hui inactif, prend naissance à partir du réseau des Koris de l’Aïr et du Talak. Situé sur la rive gauche du fleuve Niger comme les autres Dallols du pays, sa largeur est variable, atteignant par endroits une dizaine de kilomètres. Le fond, plat, de faible pente longitudinale (sens amont-aval), ne permet pas aux eaux d’avoir un fort débit, même en saison des pluies où il y a un apport important d’eau grâce au ruissellement. De place en place, la nappe affleure dans des dépressions et des chenaux et forme ainsi des mares plus ou moins permanentes. Les bords du Dallol sont couverts par quelques espèces d’arbres caractéristiques *Ficus sycomorus* L. var.

gnaphalocarpa (Miq.) C. C. Berg (Moraceae), *Hyphaene thebaïca* (L.) Mart. (Arecaceae), *Borassus aethiopum* Mart. (Arecaceae) et d'herbacées telles que des Cyperaceae et sont propices aux cultures maraîchères, particulièrement les tubercules.

Le Dallol Bosso constitue une dépression de près de 775 km de longueur, traversant le pays du Nord au Sud. À ce titre, son climat n'est donc pas homogène, car il coule ainsi dans trois zones climatiques différentes. Le Dallol Bosso a un climat soudanien à l'extrémité sud (Département de Gaya), sahélien dans la partie centrale (Département de Birni N'Gaouré) et subdésertique à proximité de la frontière du Mali (Département de Filingué).

I.5. Végétation

Selon B. Peyre de Fabre (1980), l'ensemble du pays s'étend sur deux régions géobotaniques distinctes :

- saharo-sindienne où il ne pleut pas tous les ans. La végétation se présente sous forme de steppes contractées, localisées dans les concavités du relief. Elle est dominée par des formations végétales herbacées de *Panicum turgidum* Forsk. (Poaceae), *Cornulaca monacantha* Del. (Chenopodiaceae), et *Cymbopogon schoenanthus* (L.) Spreng. (Poaceae) ;

- soudano-zambézienne, qui couvre l'ensemble des zones nomade et sédentaire (la bande agricole) ; elle est formée de deux domaines :

- o **Le domaine sahélien** au Nord, qui comprend du Nord au Sud, des steppes arbustives claires dominées par des Combretaceae, Tiliaceae et Mimosaceae. Dans les vallées fossiles (Dallol, Goulbi), on trouve *Acacia albida* Del. (Mimosaceae) et des Arecaceae : c'est la zone appelée nomade. Au Sud de celle-ci s'étend la zone sédentaire ou bande agricole. Elle concentre une grande partie de la population nigérienne. La végétation y est constituée de steppes arborées-arbustives formées de *Acacia tortilis* (Forsk.) Hayne, *A. raddiana* Savi, *A. nilotica* (L.) Willd. ex Del., *A. senegal* (L.) Willd., *A. albida* Del., *Balanites aegyptiaca* (L.) Del. (Zygophyllaceae) et de *Hyphaene thebaïca* (L.) Mart. (Arecaceae).

- o **Le domaine soudanien** au Sud, formé de strates herbacées dominées par des graminées vivaces et des strates ligneuses variablement denses, formant souvent des forêts claires à *Anogeissus leiocarpus* (DC.) Guill. et Perr. (Combretaceae) ou des forêts-galeries à *Mitragyna inermis* (Willd.) O. Ktze. (Rubiaceae) et *Cola laurifolia* Mast. (Sterculiaceae).

Il y a lieu de nuancer un peu la végétation du Sud-Ouest nigérien, car les vallées alluviales du fleuve et des Dallols présentent leurs propres physionomies.

I.5.1. Végétation du fleuve Niger

Selon Garba (1984), la végétation du fleuve se caractérise en général par une certaine monotonie. Elle est constituée de bandes longitudinales qui suivent le contour des berges. Son maximum de développement se situe en période de crue (septembre à janvier). Quand survient l'été, seules quelques espèces accidentelles subsistent autour des quelques mares qui existent encore dans les zones inondables du lit majeur du fleuve.

La végétation peut être subdivisée en trois groupements selon la topographie du sol :

Le groupement à *Nymphaea lotus* L. et *Vetiveria nigriflora* (Benth.) Stapf

Ce groupement occupe principalement le lit majeur. Ses représentants sont essentiellement des espèces hydrophytes strictes, facultatives ou accidentelles. Il est constitué en période de crue, par deux groupes qui sont celui des *Nymphaea lotus* L. (Nymphaeaceae) et celui des *Vetiveria nigriflora* (Benth.) Stapf (Poaceae).

- Le groupe à *Nymphaea lotus* se développe en eau moyennement profonde. Il concerne *Nymphaea lotus*, *N. micrantha* Guill. et Perr., *Sacciolepis africana* Hubb. et Snowden (Poaceae), *Ottelia ulvifolia* (Planch.) Walp. (Hydrocharitaceae), *Eichhornia crassipes* (P. Beauv.) Solms-Laub (Pontederiaceae), et *Limnophila fluviatilis* A. Chev. (Scrophulariaceae).

- Le groupe à *Vetiveria nigriflora* (Benth.) Stapf est celui des espèces qui se développent en eau peu profonde. Il comprend entre autres *Vetiveria nigriflora*, *Pycnus macrostachyos* (Lam.) J. Raynal. (Cyperaceae), *Aeschynomene afraspera* (Fabaceae), *Oryza longistaminata* A. Chev. et Roehr. (Poaceae), *Paspalum scrobiculatum* L. (Poaceae), *Cynodon dactylon* (L.) Pers. (Poaceae), *Eragrostis atrovirens* (Desv.) Trin. ex Steud. (Poaceae), *Acroceras amplexans* Stapf. (Poaceae).

En période d'été seul subsiste le groupe à *Coldenia procumbens* L. (Boraginaceae) et *Glinus oppositifolius* L.A. DC. (Molluginaceae).

Le groupement à *Echinochloa stagnina* (Retz.) P. Beauv. et *Oryza longistaminata* A. Chev. et Roehr.

Ce groupement occupe principalement les berges du fleuve. Il est constitué de deux ensembles :

- Le groupe à *Echinochloa stagnina* (Poaceae) occupant principalement la zone profonde des berges où les eaux sont plus agitées. Il est formé d'hydrophytes strictes ou facultatives, émergentes enracinées, traînant longuement sur l'eau ou sur d'autres supports. On peut citer : *Commelina diffusa* Burm. f. (Commelinaceae), *Echinochloa stagnina*,

Ipomoea aquatica Forsk. (Convolvulaceae), *Merremia hederacea* (Burm. f.) Hallier f. (Convolvulaceae), *Polygonum senegalense* Meisn. (Polygonaceae).

○ Le groupe à *Oryza longistaminata* (Poaceae) occupant les zones moins profondes et moins agitées des berges. Ce sont des hydrophytes strictes ou facultatives, constituées d'espèces hautes comme : *Aechynomene afraspera* J. Léonard (Fabaceae), *Malachra radiata* L. (Malvaceae), *Melochia corchorifolia* L. (Sterculiaceae), *Oryza longistaminata*.

Le groupement à *Cyperus maculatus* et *Tristicha trifaria*

Ce groupement est caractéristique du lit mineur du fleuve. Il est quasiment inexistant en période de crue du fait de la profondeur et de l'agitation permanente des eaux. Son maximum de développement a lieu en période d'étiage, lorsque les eaux redeviennent calmes et que certaines surfaces sont exondées. On distingue trois ensembles :

- le groupe à *Cyperus maculatus* Boeck. (Cyperaceae)

C'est un groupe monophytique essentiellement composé de *Cyperus maculatus*. Il occupe principalement les bancs de sables, de graviers et limons.

- l'ensemble à *Tristicha trifaria* (Bory ex Willd.) Sprengel (Podostemaceae)

Cet ensemble occupe les rochers de la zone des rapides ; il est essentiellement composé de *Tristicha trifaria*.

- l'ensemble à *Polygonum senegalense* Meisn. (Polygonaceae)

Cet ensemble occupe les zones profondes où les eaux sont stagnantes. Il est dominé par *Polygonum senegalense*.

I.5.2. Végétation du Dallol Bosso

Selon Garba (1984), la végétation du Dallol Bosso se compose d'une succession de savanes drainées et de prairies aquatiques. Ces dernières se développent dans les mares disposées par endroits le long du Dallol. En fonction de la submersion des sols, de la profondeur des eaux, la végétation peut être organisée en groupements eux-mêmes subdivisés en sous-groupes selon le type de sol.

Selon la nature du substrat, la végétation du Dallol Bosso s'organise en trois groupements :

- le groupement à *Vetiveria nigriflora* (Benth.) Stapf et *Imperata cylindrica* L.

Ce sont des végétaux de milieux à sols temporairement hydromorphes et à eau peu profonde. Le groupement se subdivise en deux groupes dont :

- celui à *Imperata cylindrica* L. (Poaceae) sur sol sableux,
- et celui à *Vetiveria nigriflora* (Benth.) Stapf. (Poaceae) sur sols limoneux.

- le groupement à *Pycnus mundtii* et *Eleocharis acutangula*

Les espèces de ce groupement préfèrent les sols à hydromorphie temporaire des surfaces et à eau moyennement profonde. Il comprend :

- l'ensemble à *Eleocharis acutangula* (Roxb.) Schult. (Cyperaceae) caractéristique des sols pauvres en débris organiques,
- et l'ensemble à *Pycnus mundtii* (Nees) Kunth (Cyperaceae) caractéristique des sols tourbeux.

- le groupement à *Typha domingensis* Pers. et *Nymphaea lotus*

Il est constitué des espèces se développant sur sols trempés en permanence et à eau profonde à savoir :

- des plantes émergentes et érigées : le groupe à *Typha domingensis* (Typhaceae),
- des plantes émergentes flottantes : le groupe à *Pistia stratiotes* L. (Araceae),
- et enfin des plantes complètement immergées (le groupe à *Nymphaea lotus*).

I.6. Présentation du milieu d'étude

La zone d'étude est située dans la partie sud-ouest du Niger (Fig. 10) et correspond au Niger occidental (Achirou et Alain, 1995). C'est un vaste bassin sédimentaire appelé bassin des Iullemeden. Le bassin des Iullemeden est situé dans le Moyen Niger, un sous-bassin du bassin du fleuve Niger. La végétation de la région est dominée par des savanes ouvertes et des savanes denses, dans la zone du Parc W (Greigert, 1966). Les seuls cours d'eau permanents sont : le Fleuve Niger, le Dallol Bosso, le Dallol Foga et le Dallol Maouri.

Les échantillonnages ont été effectués sur 10 stations localisées sur le Fleuve Niger, ses plaines inondables, et sur les mares permanentes du Dallol Bosso qui est un ancien affluent du fleuve Niger aujourd'hui à sec. Les opérations d'échantillonnage au nombre de quatre, ont été étalées sur la saison sèche et la saison des pluies, dont une en début et une en fin de chaque saison.

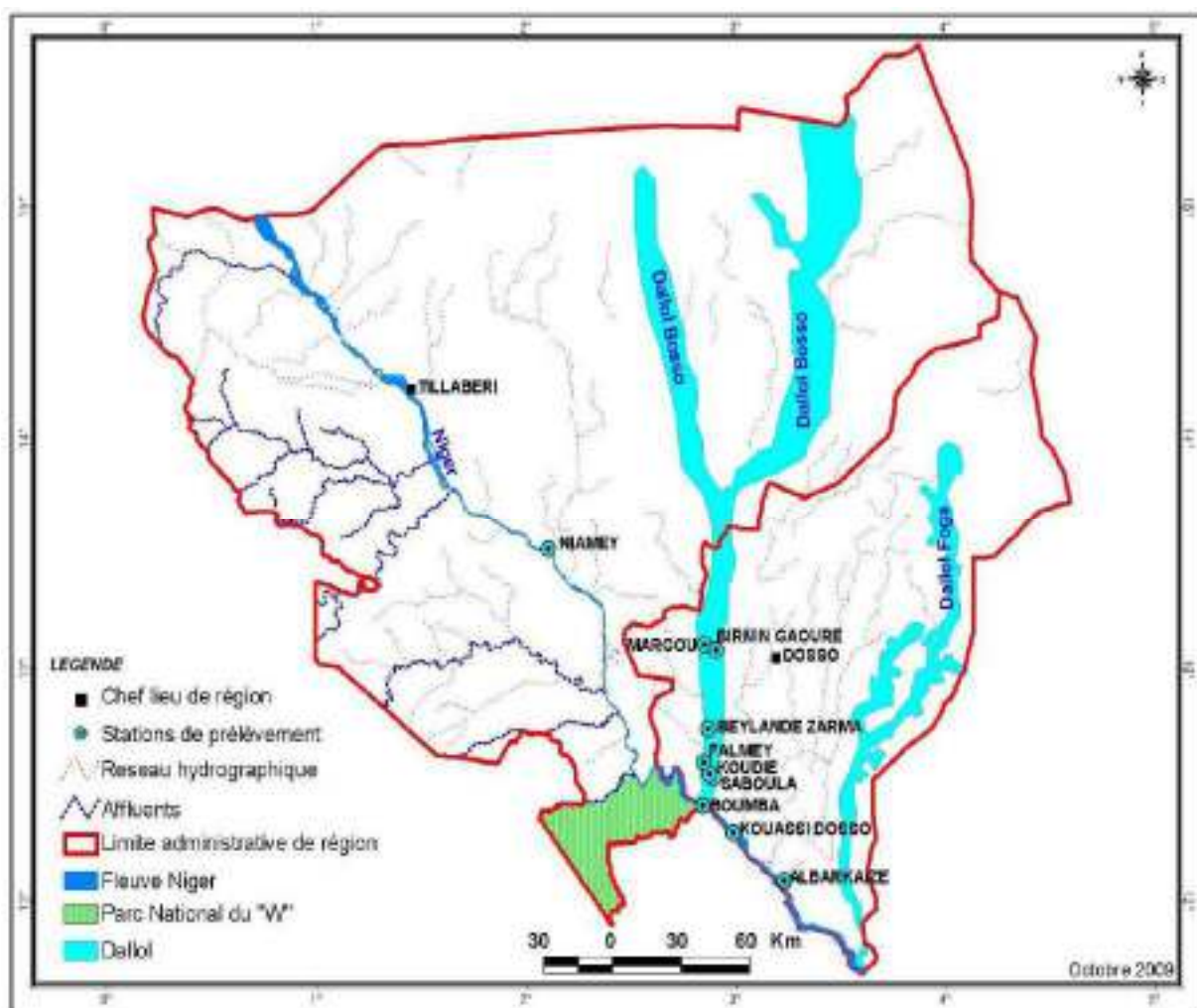


Figure 10 : réseau hydrographique du Sud-Ouest du Niger (source : Centre Régional Agrhymet 2009)

I.6.1. Lieux de prélèvement

Les stations échantillonnées ont été positionnées au GPS (Tableau 1) afin que les collectes de données soient effectuées toujours aux mêmes points.

Tableau 1 : localisation géographique des principales stations de prélèvement

Type de milieu	Localité	Position	Altitude
Fleuve	Niamey	13°30'30,7'' N	182 m
		02°05'47,0'' E	
Mares du fleuve Niger	Kouassi 1	12°19'28,9'' N	173 m
		03°00'01'' E	
	Kouassi 2	12°20'02,8'' N	195 m
		03°00'15,7'' E	
Albarkaïzé	12°04'45,4'' N	159 m	
	03°13'38,1'' E		
Mares du Dallol Bosso	Margou Tassigoussou	13°06'02,1'' N 02°51'20,4'' E	186 m

	Bellandé Kaka	12°44'43,6'' N 02°53'35,5'' E	173 m
	Falmey	12°36'22,8'' N 02°51'21,1'' E	176 m
	Koudjé	12°32'46,3'' N 02°52'28,8'' E	159 m
	Saboula	12°32'02'' N 02°53'42,5'' E	143 m
	Boumba Tamagorou	12° 25'19,3'' N 02 51'44,8'' E	169 m
	Boumba Founounou	12°24'25,9'' N 02°52'06,8'' E	166 m
Mare endoréique	Maïdounka	12° 04'37,4'' N 03°14'36',2'' E	135 m

I.6.2. Description des lieux de prélèvement

A. Stations du fleuve Niger

Au niveau du fleuve (Fig. 11), les échantillonnages ont concerné plusieurs points de prélèvement, répartis en trois groupes : les premiers sur le fleuve, en pleine eau et en l'absence de toute végétation, les seconds sur les rives peu profondes du fleuve, colonisées par des végétaux aquatiques, et enfin les derniers situés dans les milieux inondables, où l'on trouve des sortes de bras morts et mares du fleuve, isolés des eaux vives.



Figure 11 : station du fleuve Niger à Niamey

A.1. Mares du système du fleuve

A.1.1. Mare de Kouassi (Fig. 12) 12°19'28,9'' N 03°00'01'' E et 12°20'02,8'' N 03°00'15,7'' E

Elle est peu profonde (1 à 5 m) et constitue l'une des « mares du fleuve » ; c'est une sorte de bras mort du fleuve. Elle sert de collecteur d'eau de ruissellement des bassins versants vers le fleuve, mais joue également un rôle de régulateur des niveaux d'eau du fleuve en période de crue. Elle connaît sa crue au maximum de la saison des pluies, période pendant laquelle elle fait sa jonction avec le fleuve, faisant du village de Kouassi, une île.

La riziculture et les vergers occupent les berges. Les eaux ont une turbidité élevée en période de hautes eaux à cause des particules mises en suspension pendant le ruissellement. En période d'étiage, l'eau se retire dans quelques poches et conserve son caractère trouble. L'eau est légèrement acide (pH moyen : 6,98), moyennement minéralisée (conductivité moyenne : 169,12 $\mu\text{S m}^{-1}$) et bien oxygénée, de l'étiage à la période de hautes eaux.

Les échantillonnages ont été effectués à la station 1 (12°19'28,9'' N 03°00'01'' E) pendant la crue et à la station 2 (12°20'02,8'' N 03°00'15,7'' E) pendant l'étiage, car en période de hautes eaux la station 2 est inaccessible.



Figure 12 : station de Kouassi

A.1.2. Mare d'Albarkaïzé (Fig. 13) 12°04'45,4'' N 03°13'38,1'' E

Grande mare permanente, peu profonde (1 à 5 m), occupant les plaines inondables de la vallée du fleuve, c'est un écotone classé zone humide d'importance internationale par la convention Ramsar. Elle est située à l'Ouest du village d'Albarkaïzé. Elle recueille l'excédent

des eaux du fleuve au moment où celui-ci reçoit les eaux pluviales venant des affluents. Ce plan d'eau est envahi par une importante végétation de *Echinochloa pyramidalis*, *Nymphaea lotus*, *Eichhornia crassipes*. C'est le lieu de refuge et de reproduction idéal pour de nombreuses espèces d'oiseaux et de poissons.



Figure 13 : station d'Albarkaïzé

B. Stations du Dallol Bosso (Tableau 1)

Les stations du Dallol Bosso sont constituées pour l'essentiel de mares naturelles. Elles constituent les seuls écosystèmes humides qui ont subsisté à l'assèchement du Dallol Bosso. Selon Garba (1984), les mares du Dallol Bosso proviennent, pour la plupart, de la remontée d'eau du sommet de la nappe phréatique de faible profondeur. Les eaux, de couleur ocre, sont généralement stagnantes. En saison des pluies, elles connaissent parfois des écoulements très lents en direction du fleuve Niger.

Ces mares naturelles sont fortement anthropisées. Au nombre des activités qu'elles supportent, on peut noter :

- l'extraction du natron ;
- l'extraction du sable de construction ;
- la pêche artisanale à la nasse et au harpon ;
- l'abreuvement du bétail et la baignade ;
- les cultures irriguées et maraîchères.

Les mares ont généralement une turbidité élevée en période d'étiage, du fait du piétinement par le bétail, et par les hommes au cours de parties de pêches collectives. Pendant la période des hautes eaux (août-décembre) la turbidité baisse de façon notable, ce qui confirme que leur remplissage se fait non par le phénomène de ruissellement, mais plutôt par

une remontée d'eau de la nappe sous-jacente. Ces plans d'eau sont, par endroits, totalement ou partiellement recouverts d'hydrophytes à feuilles flottantes (*Nymphaea lotus*, *Nymphaea micrantha*) ou partiellement émergées (*Typha dominguensis*). Ces espèces envahissantes, qui constituent la principale menace pour les mares, contribuent à l'envasement et accélèrent ce processus.

B.1. Tassigoussou (Fig. 14) 13°06'02,1'' N 02°51'20,4'' E

Elle jouxte la route nationale numéro 1 (RN1), et est située entre le village de Margou et la commune de Birni N'Gaouré. Sa superficie est assez imprécise ; en période de hautes eaux, elle est constituée d'un chapelet de petites mares séparées par des bancs de sable. Elle est de faible profondeur (2 à 3 mètres). La surface de la mare est partiellement recouverte d'hydrophytes à feuilles flottantes (*Nymphaea lotus*, *Nymphaea micrantha*) ou partiellement émergées (*Typha dominguensis*).



Figure 14 : station de Margou Tassigoussou

B.2. Kaka-Farakoydjindé (Fig. 15) 12°44'43,6'' N 02°53'35,5'' E

C'est une très grande mare permanente de 2 à 3 m de profondeur, située à l'extrême Nord-Ouest du village de Bellandé (commune de Birni N'Gaouré). Elle est entourée d'une large bordure de *Typha dominguensis*.

En période de hautes eaux, elle déborde pour occuper de vastes étendues de terres inondables, ce qui facilite l'extraction du natron dès que l'eau commence à se retirer. Pendant l'étiage, l'eau se retire dans des poches peu profondes, facilitant les campagnes de pêches collectives qui sont régulièrement organisées.



Figure 15 : station de Kaka-Farakoydjindé

B.3. Mare de Falmey (Fig. 16) 12°36'22,8'' N 02°51'21,1'' E

Mare temporaire située à 500 m de la mairie de la commune rurale de Falmey, elle est peu profonde (1 à 2 m). En période de hautes eaux, sa surface est presque totalement envahie par *Nymphaea lotus*.

Les plaines inondables qu'elle occupe pendant la crue, donnent lieu à une culture importante de riz pluvial.



Figure 16 : station de Falmey

B.4. Mare de Koudjé (Fig. 17) 12°32'46,3'' N 02°52'28,8'' E

Mare permanente peu profonde (3 à 5 m), elle est située à gauche de la route latéritique Margou-Gaya. La teneur en sel est assez élevée dans la partie lenticue de la mare ; elle ne connaît pratiquement pas d'écoulement. Sa couleur est verdâtre. Elle laisse des dépôts blanchâtres sur les rochers du bord. L'autre partie, lotique, est complètement à sec (pendant les mois d'avril à juin), et connaît un écoulement lent pendant les hautes eaux.



Figure 17 : station de Koudjé

B.5. Mare de Saboula (Fig. 18) 12°32'02'' N 02°53'42,5'' E

Mare permanente peu profonde (1 à 2 m), elle est située à l'entrée du village de Saboula, sur l'axe Margou-Gaya. Les rives sont envahies par *Typha dominguensis*. Une importante activité de riziculture traditionnelle s'est développée au niveau de la plaine inondable de la mare.



Figure 18 : station de Saboula

B.6. Mare de Boumba

La mare de Boumba est constituée de 2 entités que sont Tamagorou et Founounou.

B.6.1. Tamagorou (Fig. 19) 12° 25'19,3'' N 02 51'44,8'' E

C'est une mare permanente de 1 à 3 m de profondeur, lentique, à surface presque entièrement envahie par une importante végétation de *Typha dominguensis*, qui constitue un bon refuge pour les poissons. Elle est située dans le triangle dessiné par l'axe Margou-Gaya et son embranchement qui descend dans le village de Boumba.



Figure 19 : station de Boumba Tamagorou

B.6.2. Founounou (Fig. 20) 12°24'25,9'' N 02°52'06,8'' E

Située à quelques 100 mètres du carrefour Boumba-Guangéy, Founounou est une mare temporaire de 1 à 2 m de profondeur, qui connaît un écoulement lent en direction du fleuve, en période de crue. Pendant l'étiage, seuls subsistent quelques puits creusés par les bergers pour se ravitailler en eau.



Figure 20 : station de Boumba Founounou

C. Mares endoréiques

C.1. Mare de Maïdounka (Fig. 21)

C'est une mare temporaire de 1 à 2 mètres de profondeur, qui ne fait partie ni du système du fleuve, ni de celui du Dallol Bosso ; elle est en effet située hors des mares du fleuve et du système du fleuve. Selon Desconnets *et al.* (1997), elle collecte les eaux de ruissellement des bassins versants, qui s'infiltrent progressivement pour alimenter la nappe phréatique. Le sol est sableux, sauf dans la partie centrale de la mare occupée par un dépôt plus argileux. L'accumulation de matières organiques favorise le développement d'une importante végétation aquatique autour et à la surface du plan d'eau. Il s'agit principalement de *Nymphaea lotus*.



Figure 21 : station de Maïdounka

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1. Matériel

II.1.1. Matériel technique

Le matériel utilisé est constitué :

- d'un kit de laboratoire mobile de type «Vernier Software et Technology» (Tableau 2) ;
- de microscope photonique LEITZ LABORLUX S, équipé d'une chambre claire et d'un micromètre oculaire pour les observations, le dessin et les mensurations des taxons algaux ;
- de microscope inversé (microscope ZEISS TELAVAL 31) pour le comptage des taxons algaux ;
- de logiciels de collecte de données (Logger Pro 3.7) et d'analyses statistiques (Excel, Mini tab 14, canoco 4.5).

Tableau 2 : matériel de mesure des paramètres physico-chimiques

Capteurs spécifiques	Code	Paramètres mesurés
Stainless Steel Temperature	TMP-BTA	température
Ammonium Ion-Selective Electrode	NH4-BTA	ions NH_4^+
Calcium Ion-Selective Electrode	CA-BTA	ions Ca^{2+}
Nitrate Ion-Selective Electrode	NO3-BTA	ions NO_3^-
Chloride Ion-Selective Electrode	Cl-BTA	ions Cl
pH-mètre	PH-BTA	pH
salinomètre	SAL-BTA	salinité
oxymètre	DO-BTA	oxygène dissous et DBO
turbidimètre	TRB-BTA	turbidité
conductimètre	CON-BTA	conductivité
Appareil		
Pc portable		
Interfaces		
Go!Link		
Logiciel de collecte		
Logger Pro 3.7		

Les capteurs utilisés (Fig. 22 à 31) pour la collecte des données sont spécifiques aux paramètres physico-chimiques suivants :

1. Température de l'eau



Figure 22 : capteur spécifique aux mesures de températures

2. Oxygène dissous et demande biologique en oxygène (DBO5)



Figure 23 : oxymètre

3. pH



Figure 24 : pHmètre

4. Turbidité



Figure 25 : turbidimètre

5. Conductivité et taux de substances dissoutes (tds)



Figure 26 : conductimètre

6. Mesure des ions (Cl^- , NO_3^- , NH_4^+ et Ca^{2+})



Figure 27 : électrode pour ions chlorures (Cl^-)



Figure 28 : électrode pour ions nitrates (NO_3^-)



Figure 29 : électrode pour ions ammonium (NH_4^+)



Figure 30 : électrode pour ions calcium (Ca^{2+})

7. Salinité



Figure 31 : salinomètre

II.1.2. Matériel biologique

Le matériel biologique est constitué principalement de taxons algaux et dans une moindre mesure, des représentants de la végétation macrophytique remarquée autour des plans d'eau.

II.2. Méthodes

Les niveaux d'eaux des milieux aquatiques connaissent des fluctuations saisonnières ; par conséquent les échantillonnages ont été effectués afin de couvrir les principales saisons de la région. Les données ont été recueillies en fin de saison sèche (mai), début de saison des pluies, au maximum de la saison des pluies et en début de saison sèche. Au niveau de chaque station, une partie des données physico-chimiques a été mesurée *in situ*. L'étude des paramètres biologiques et de l'autre partie des données physico-chimiques a été effectuée au laboratoire.

Chaque prélèvement comporte deux échantillons :

- un échantillon de 1 litre d'eau, pour les analyses complémentaires. Les échantillons d'eau sont conservés à l'obscurité dans une glacière ;
- un échantillon de deux piluliers de 60 ml, pour les identifications au laboratoire ; l'un est non fixé, pour palier à l'altération due à la fixation, l'autre est immédiatement fixé avec une solution de formol du commerce neutralisée, à la concentration finale de 5 p.c.

Les contenus pilulaires ont été obtenus par les différentes méthodes mentionnées dans Bourrelly (1972) : la filtration au filet à plancton, la sédimentation, l'expression et le grattage.

Le régime hydrologique des mares du Dallol Bosso et du fleuve Niger est très variable et lié aux différentes saisons rencontrées dans la zone d'étude. Les périodes de prélèvements (Tableau 3) ont été réparties au cours des saisons. Toutefois il faut remarquer que cette variabilité saisonnière ne s'exprime pas avec la même intensité sur le fleuve Niger et dans les mares du Dallol Bosso.

Au niveau du fleuve Niger, elle est assez peu marquée car le fleuve coule toute l'année, avec tout de même une baisse de débit et de niveau à certaines périodes de l'année.

Les mares de Margou, Bellandé, Falmey, Koudjé, Saboula, Boumba sont, elles, caractérisées par une baisse de niveau en saison sèche, car elles sont alimentées en eau par une remontée de la nappe phréatique qui se charge en saison des pluies. Cependant, la mare de Kouassi et d'Albarkaïzé possèdent en plus un prolongement vers le fleuve Niger, d'où leur particularité. Pour tenir compte de cette variabilité saisonnière, les échantillonnages ont été étalés sur les deux principales saisons du pays. Ces échantillonnages ont porté aussi bien sur

la flore algale, les ions essentiels (Na^{2+} , Cl^-), les sels nutritifs (NO_3^- , NH_4^+), les paramètres physiques (salinité, pH, conductivité, turbidité, tds, DBO, oxygène dissous (DO), température de l'eau) que sur les macrophytes rencontrés au voisinage des points de prélèvement.

Tableau 3 : répartition saisonnière des échantillonnages et des prélèvements algaux

Stations	Relevé 1	Relevé 2	Relevé 3	Relevé 4
Albarkaïzé	A ₁	A ₂	A ₃	A ₄
Maïdounka	M ₁	M ₂	M ₃	M ₄
Kouassi	Ka ₁	Ka ₂	Ka ₃	Ka ₄
Boumba	B ₁	B ₂	B ₃	B ₄
Saboula	S ₁	S ₂	S ₃	S ₄
Koudjé	Kd ₁	Kd ₂	Kd ₃	Kd ₄
Falmey	F ₁	F ₂	F ₃	F ₄
Belandé	B ₁	B ₂	B ₃	B ₄
Margou	M ₁	M ₂	M ₃	M ₄
Niamey	N ₁	N ₂	N ₃	N ₄

1. Relevé de début de saison sèche ; 2. Relevé de fin de saison sèche ; 3. Relevé de début de saison des pluies ; 4. Relevé de fin de saison des pluies
A. Albarkaïzé ; M. Maïdounka ; Ka. Kouassi ; B. Boumba ; S. Saboula ; Kd. Koudjé F. Falmey ; B. Belandé ; M. Margou ; N. Niamey

L'ensemble des deux opérations (échantillonnages physico-chimiques et biologiques) est fait de manière concomitante afin de disposer, pour chaque station, des données physico-chimiques qui prévalent au moment du prélèvement des organismes algaux. Les algues sont en effet considérées comme bio-indicatrices des conditions environnementales de leur milieu de vie en termes d'espèces ou de communautés des espèces (Bellinger & Sigeo, 2010).

II.2.1. Mesures des paramètres physico-chimiques

On dispose, pour la collecte des paramètres physico-chimiques de deux entités (Fig. 32) : un ordinateur portable doté d'un système d'exploitation Windows 7 et d'un logiciel approprié Logger Pro 3.7, un capteur spécifique à chaque paramètre à déterminer, et une interface servant de relais entre les deux entités.

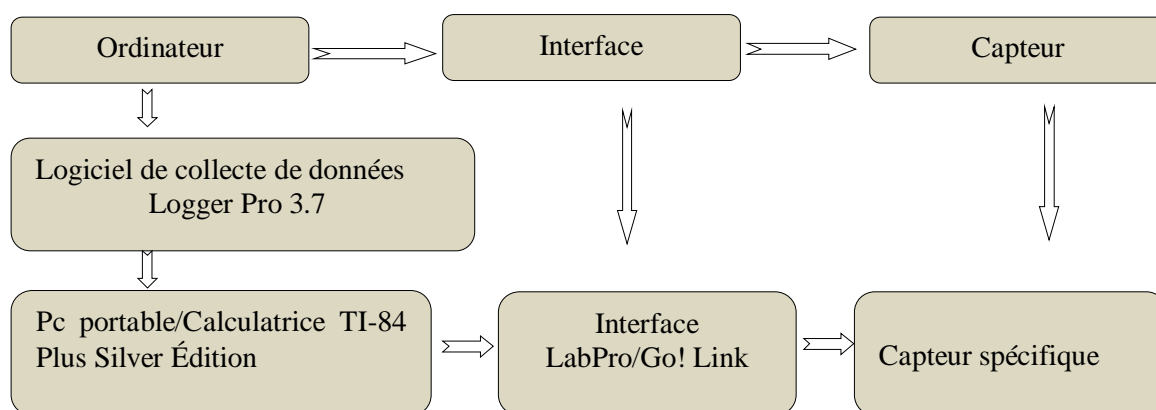


Figure 32 : méthode de collecte des données

Pour chaque paramètre à mesurer on dispose d'un capteur spécifique branché sur un ordinateur ; une fois la mise en route du logiciel effectuée, celui-ci doit au préalable identifier le capteur, ce dernier étant calibré. Avant toute collecte de données, le temps de collecte doit également être spécifié au logiciel. L'unité de temps utilisée pour toutes les données est une minute : ce qui nous a permis d'avoir une large gamme de données exploitables pour chaque paramètre (annexe 1).

Les principaux paramètres physico-chimiques mesurés sont :

1. Température de l'eau

La température joue un rôle important lors de la mesure des propriétés physico-chimiques des eaux. Elle évolue très rapidement dans le milieu et est considérée comme le facteur qui contrôle la vie aquatique. La température influence l'essentiel des paramètres chimiques, physiques et même biologiques. Sa mesure permet de vérifier la validité des mesures de l'oxygène dissous, d'évaluer la dissociation de l'azote en ammoniac.

La mesure de ce paramètre ne nécessite pas au préalable un calibrage, on procède à une prise en main rapide du capteur (Fig. 23) en le tenant dans la paume de la main pendant quelques instants, ensuite on le plonge dans l'eau pour collecter les données de températures.

2. Oxygène dissous

L'oxygène est un facteur écologique essentiel. Il joue un rôle primordial dans le maintien de la vie aquatique. L'oxygène dissous dans les eaux naturelles provient principalement de l'activité photosynthétique de la flore et des échanges avec l'atmosphère. L'oxygène dissous dans l'eau est exprimé en mg l^{-1} .

La mesure de l'oxygène dissous nécessite au préalable :

- une préparation du capteur à la collecte des données en introduisant dans la capsule de protection du bout de la sonde (Fig. 24) 1 ml de sulfite de sodium (Na_2SO_3 à 2,0 M),
- de replacer la sonde et la replonger dans un bécher contenant 100 ml d'eau distillée ;
- de laisser le capteur pendant 10 mn dans l'eau distillée ;
- un calibrage du capteur ; ici il faut choisir 2 points de calibrage :
 - o le premier est 0 une fois la sonde introduite dans la solution de sulfite de sodium ;
 - o le second point est choisi en tenant compte de l'altitude de la station et de la pression atmosphérique lue dans le tableau de correspondance (annexe 5).

Après cela, la collecte des données d'oxygène dissous peut enfin être effectuée.

3. pH

La mesure du pH est basée uniquement sur la mesure de la concentration en ions H^+ . Il exprime la quantité d'ions acides en solution dans l'eau.

Le pHmètre (Fig. 25) ne nécessite pas forcément un calibrage lorsque les conditions de stockage sont respectées. Pour un stockage de moins de 24 heures, il doit être trempé dans une solution à pH = 4 et pour une conservation de longue durée, une solution de pH = 7 est exigée. La collecte des données de pH de l'eau peut être effectuée dès que la sonde est retirée de la capsule de conservation.

4. Turbidité

La turbidité est fonction de la teneur des matières en suspension ; la charge en suspension (matières organiques des micro-organismes) influence la pénétration de la lumière dans l'eau, perturbe la croissance des plantes autotrophes. Elle correspond à la mesure de la réduction de l'intensité lumineuse d'un rayon traversant l'eau contenant des matières en suspension.

Le calibrage se fait à l'aide de 2 tubes, l'un (a) contenant de l'eau distillée (0 NTU) et l'autre (b) contenant une solution trouble (100 NTU). Après ce calibrage on mesure la turbidité en introduisant dans le boîtier (Fig. 26), le tube (a) contenant les échantillons d'eau du milieu d'étude.

5. Conductivité

Elle donne une bonne appréciation de la teneur en sels dissous dans l'eau. Elle est exprimée en microsiemens par centimètre ($\mu\text{S m}^{-1}$).

La mesure de la conductivité des eaux se fait directement dès identification du capteur (Fig. 27) par le logiciel de collecte des données.

6. Mesure des ions (Cl^- , NO_3^- , NH_4^+ et Ca^{2+})

Les électrodes ioniques sont des électrodes dites de première espèce, c'est-à-dire des électrodes constituées d'un fil métallique plongeant dans une solution contenant la forme oxydante correspondante du métal. Elles mesurent les concentrations des ions spécifiques comme par exemple Cl^- , NO_3^- , NH_4^+ ou Ca^{2+} en solution aqueuse.

Au bout de la sonde se trouve une membrane semi-perméable aux ions spécifiques et imperméables à l'eau. Deux types de membranes sont utilisés :

- les membranes en disque plastique perforé utilisées dans le cas des électrodes spécifiques aux ions nitrates, calcium et ammonium ;
- les membranes fines en disque de cristal, utilisées dans le cas des électrodes spécifiques au chlore.

Les nitrates (NO_3^-) et les nitrites (NO_2^-) sont des ions présents naturellement dans l'environnement, et résultent de la nitrification de l'ion ammonium (NH_4^+) présent dans l'eau et le sol. Le NH_4^+ est oxydé en nitrites par les bactéries du genre *Nitrisomonas* Vinogradski, puis en nitrates par les bactéries du genre *Nitrobacter* (Santé Canada, 1992). La présence des nitrates dans l'eau est due aux activités humaines, notamment l'utilisation des engrais chimiques et la fumure organique (Santé Canada, 1992), mais aussi à la décomposition de la matière végétale et animale (Levallois & Phaneuf, 1994).

Pour effectuer des mesures performantes, il importe de calibrer correctement les électrodes d'ions spécifiques (Fig. 28, 29, 30, 31). Le calibrage se fait au moyen d'une solution diluée (1 mg l^{-1}) et d'une solution concentrée ($100\text{-}1\ 000 \text{ mg l}^{-1}$). Après stabilisation des valeurs affichées, on peut mesurer les concentrations respectives des ions (Cl^- , NO_3^- , NH_4^+ , Ca^{2+}).

7. Salinité

Toutes les eaux, qu'elles soient douces, salées ou saumâtres, renferment des sels. Cependant, dans les eaux douces, la majorité des sels existe sous forme de traces. La mesure de la salinité, outre l'utilisation de la sonde de salinité (Fig. 32), peut être déduite de la mesure du chlore.

La mesure de salinité ne nécessite pas un calibrage préalable ; après identification du capteur, on passe directement à la collecte des données de salinité ; celle-ci est exprimée en mg l^{-1} .

8. Taux de substances dissoutes (tds)

La mesure des solides totaux consiste à évaluer tous les solides en suspension et dissous dans un échantillon d'eau. Si la teneur en solides totaux est trop élevée ou trop faible, la santé du plan d'eau peut être affectée. Les taux élevés de solides dissous peuvent affecter la clarté de l'eau, alors que les taux bas de solides dissous ne fournissent pas les aliments suffisants aux organismes aquatiques. Le tds est mesuré par le conductimètre (Fig. 27) ; toutefois, on prend le soin de reconvertir les unités de mesure qui ne sont plus en ($\mu\text{S m}^{-1}$), mais en mg l^{-1} .

9. Demande biologique en oxygène (DBO5)

C'est une mesure connexe à l'oxygène dissous. La demande biologique de l'oxygène (DBO5) est directement liée à l'oxygène dissous dans le milieu aquatique. La DBO5 exprime la quantité d'oxygène nécessaire à la dégradation des matières organiques dans une eau, avec le concours des micro-organismes qui y vivent.

Selon Dajoz (2006), la DBO5 est un paramètre qui permet d'établir un diagnostic de la pollution des eaux. En d'autres termes, la DBO5 est la quantité d'oxygène nécessaire pour oxyder la matière organique d'un volume déterminé d'eau placé à l'obscurité et à $20\text{ }^{\circ}\text{C}$ pendant 5 jours. La mesure de la DBO5 procède de la même manière que celle de l'oxygène dissous ; toutefois ici, l'échantillon d'eau est préalablement maintenu à l'obscurité à 20°C pendant 5 jours avant toute collecte de données de DBO5.

II.2.2. Prélèvement des échantillons

1. Filtration au filet à plancton et sédimentation

La filtration est réalisée à l'aide d'un filet avec manche de $25\ \mu\text{m}$ de vide de maille. Ce filet est promené à la surface des endroits peu profonds. Après passage du filtrat, le fond du filet est recueilli dans des piluliers de 60 ml.

2. Expression

Afin de détacher les algues épiphytes, les hydrophytes (plantes aquatiques) libres ou fixées ont été récoltées frottées puis pressées longuement.

3. Grattage

Par le grattage, on détache également les algues qui vivent fixées aux supports partiellement ou totalement immergés dans les eaux. Ces supports peuvent être des troncs d'arbres morts ou vivants présents sur les berges, des rochers ou des cailloux.

II.2.3. Préparation et observation des algues prélevées

1. Observation des prélèvements

Après sédimentation, les échantillons sont observés et dessinés au microscope photonique LEITZ LABORLUX S, équipé d'une chambre claire et d'un micromètre oculaire. Les observations au microscope ont porté sur des préparations effectuées à raison de douze lames préparées par contenu de chaque pilulier (Bourrelly, 1972). Les mesures ont été effectuées à l'aide du micromètre oculaire et les dessins à la chambre claire.

2. Identifications taxinomiques

Une goutte de chaque échantillon a été placée entre lame et lamelle et observée au microscope aux objectifs 10x, 20x, 40x et 100x. Les dessins ont été réalisés à la chambre claire. Pour les photographies, c'est un appareil photo numérique (Kodak EasyShare M753) qui a été utilisé. Les identifications ont été réalisées, au niveau spécifique et infraspécifique, principalement avec les ouvrages suivants :

Bourrelly (1966, 1968, 1970) , Bourrelly et Couté (1991), Compère (1977), Gerrath et Denny (1979), Kadiri et Opute (1989), Komárek et Fott (1983), Komárek et Fott (1985), Neustupa et Škaloud (2007), Opute (1992), Tyler (1970), W. et G.S. West (1904, 1905, 1908, 1912, 1923).

3. Comptages des micro-algues

Le comptage des échantillons a été fait à l'aide d'un microscope inversé (microscope ZEISS TELAVAL 31). Avant tout comptage, le contenu pilulaire (30 ml) est préalablement homogénéisé par agitations répétées ; 10 ml sont prélevés et déposés dans un portoir disposant de chambres de comptages (Fig. 33). Le portoir compte 12 colonnes de comptage, avec 6 chambres pour chaque colonne, soit au total 72 chambres de comptage. La technique de comptage utilisée est celle de Utermöhl (1958) *in* Christophe *et al.* (2009).



Figure 33 : cellules de comptage

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1. Caractéristiques physico-chimiques des milieux

Les paramètres physico-chimiques sont présentés pour chaque station car elles n'ont pas toutes les mêmes caractéristiques.

III.1.1. Mare d'Albarkaïzé

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Albarkaïzé au cours des deux saisons (Fig. 34a) varie entre 29,15 et 37,30 °C. La moyenne est de 33,48 °C. Elle est en conformité avec la température des eaux intertropicales généralement très peu différentes de la température de l'air, et toujours supérieure à 20°C (Lemoalle, 1981).

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 34a) varie de 62 à 85,46 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 74,07 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Elle est d'autant plus importante que la température de l'eau augmente. Au niveau de la mare d'Albarkaïzé, la conductivité baisse régulièrement de mai (85,46 $\mu\text{S cm}^{-1}$) à septembre (62 $\mu\text{S cm}^{-1}$), puis remonte en novembre (72,15 $\mu\text{S cm}^{-1}$) sans atteindre sa valeur maximale de mai.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 34a) varie entre 31,00 et 42,73 ; sa valeur moyenne est 37,03. Le tds est une fonction linéaire de la conductivité, il évolue simultanément avec la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 34b) varie de 6,32 à 7,57 ; sa valeur moyenne est de 6,92, ce qui laisse supposer des eaux faiblement acides. En fin de saison sèche (mai) et début de saison des pluies (juillet), les eaux de la mare d'Albarkaïzé sont alcalines (7,57 et 7,08) ; elles redeviennent légèrement acides en septembre (6,72) et décembre (6,32). Ce changement de pH peut s'expliquer par le fait qu'une forte concentration en bases telle que Ca^{2+} rend l'eau alcaline, et inversement, une baisse de concentration la rend acide (Rodier, 1984).

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 34c) varie entre 6,15 et 10,40 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 7,98 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées. Elle est relativement faible en mai (6,48 mg l^{-1}) et décembre (6,15 mg l^{-1}). Les valeurs élevées de DO sont enregistrées en juillet (8,90 mg l^{-1}) et septembre (10,40 mg l^{-1}), quand la mare reçoit les eaux de la crue pluviale du fleuve. Le renouvellement de l'eau joue un rôle important dans la disponibilité en oxygène dissous au niveau de la mare.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 34c) varie entre 1,92 et 5,93 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 3,96 mg l⁻¹. Ces valeurs dénotent des charges polluantes notoires consécutives à une importante anthropisation. La demande biologique en oxygène est d'autant plus importante que le DO est faible.

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 34d) varie de 8,16 à 669,99 NTU ; sa valeur moyenne est 240,75 NTU. Les eaux sont légèrement troubles pendant la saison des pluies en recevant l'excédent d'eau issue de la crue pluviale du fleuve Niger. Après la saison des pluies, la turbidité baisse et l'eau redevient limpide suite au phénomène de décantation. Il faut remarquer que le pic de turbidité (666,9 NTU en juillet) coïncide avec celui des nitrites et du calcium (23,18 et 13,12 mg l⁻¹ en juillet). Une relation étroite existe entre la turbidité, le tds, les matières minérales et organiques dans l'eau (Rodier, 1984).

8. Salinité

La salinité (Fig. 34e) est négligeable ; elle varie entre 0,01 et 0,05 mg l⁻¹; sa valeur moyenne est de 0,02 mg l⁻¹. Ces valeurs sont proches de celles du fleuve.

9. Ions majeurs (Fig. 34f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures varie de 3,96 à 9,73 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 7,03 mg l⁻¹. On remarque que l'effet du remplissage contribue à relever de façon notable la teneur en ions chlorures des eaux.

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 0,79 à 13,12 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 8,10 mg l⁻¹. L'évolution de la teneur en calcium est maximale pendant la période de crue de la mare (13,12 mg l⁻¹ en juillet).

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

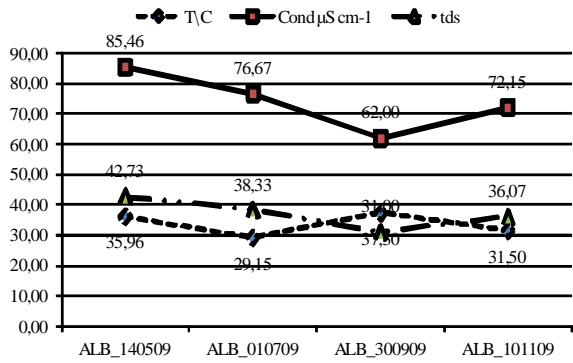
La concentration en azote ammoniacal varie de 0,95 à 10,88 mg l⁻¹; sa valeur moyenne est de 5,06 mg l⁻¹. Contrairement au calcium la teneur en NH₄⁺ est faible en période de hautes eaux de la mare (0,95 mg l⁻¹ en juillet).

9.4. Nitrates (NO_3^-)

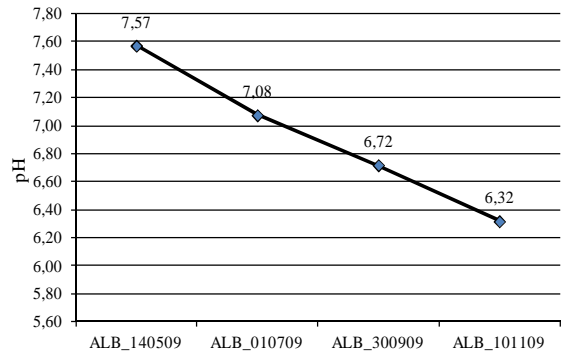
La concentration en nitrates varie de 1,14 à 23,18 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 8,55 mg l^{-1} . Ces gammes de concentration en NO_3^- peuvent avoir une influence mineure à modérée sur les activités humaines mais sans impact sur la santé (Madison et Brunett, 1985).

10. Conclusion partielle

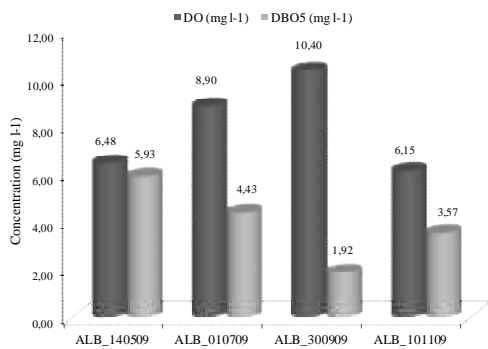
Les paramètres physico-chimiques relevés au niveau de la mare d'Albarkaïzé sont conformes aux normes nationales en vigueur. Seules la turbidité relevée en saison des pluies (jusqu'à 669,99 NTU) excède la norme. Toutefois, cela n'a pas d'impact notable sur les populations riveraines, d'autant plus que cette eau n'est pas destinée à la consommation.



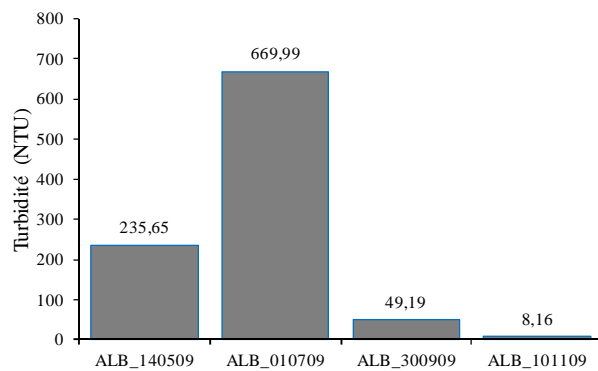
a. température, conductivité, tds



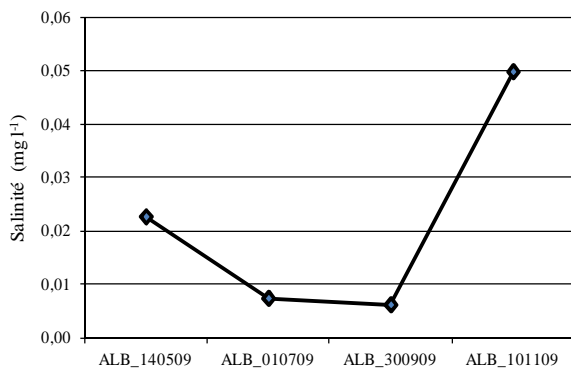
b. pH



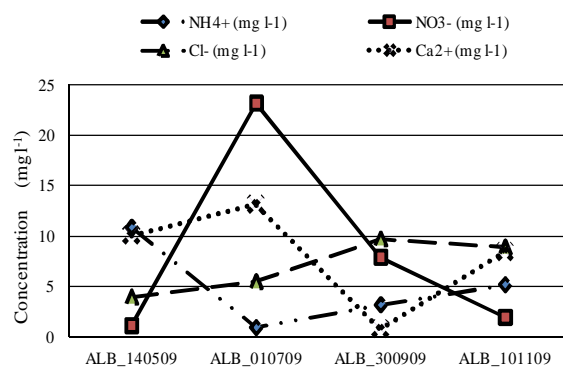
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH₄⁺, NO₃⁻, Cl⁻, Ca²⁺

Figure 34 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH₄⁺, NO₃⁻, Cl⁻, Ca²⁺ au cours des prélèvements saisonniers à Albarkaizé

III.1.2. Mare de Maïdounka

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Maïdounka au cours des deux saisons (Fig. 35a) varie entre 28,14 et 32,80 °C. La moyenne est de 32,29 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 35a) varie de 196,22 à 240,90 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 218,38 $\mu\text{S cm}^{-1}$. La conductivité évolue progressivement de mai (196,22 $\mu\text{S cm}^{-1}$) à novembre (240 $\mu\text{S cm}^{-1}$), ce qui, selon Rodier (1984), laisse supposer une minéralisation moyenne de l'eau de la mare de Maïdounka.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 35a) varie entre 98,11 et 120,45 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est 109,19 mg l^{-1} . Le tds croît régulièrement avec la conductivité. En effet, plus l'eau est minéralisée plus la conductivité est élevée et plus le tds est important.

4. pH

Le pH (Fig. 35b) varie entre 6,17 à 7,05 ; sa valeur moyenne est de 6,71. L'évolution du pH au cours de l'année laisse supposer qu'il s'agit d'eaux légèrement acides. Toutefois elles deviennent légèrement alcalines à partir de septembre.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 35c) varie entre 3,86 et 8,81 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 5,91 mg l^{-1} . Les eaux ne sont bien oxygénées qu'en saison des pluies où elles reçoivent les eaux de ruissellement. Dès que les pluies cessent l'eau stagne et le DO devient faible.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 35c) varie entre 0,76 et 4,65 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 2,49 mg l^{-1} . La DBO5 est élevée en décembre au moment où l'eau stagne et la DO commence à baisser.

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 35d) varie de 20,82 à 669,99 NTU ; sa valeur moyenne est 298,96 NTU. Les eaux sont généralement troubles comme celles de la plupart des mares endoréiques. La diminution de la turbidité coïncide toujours avec l'étiage ; cependant ceci peut être mis en cause lorsque les mesures sont faites après le passage du bétail venu s'abreuver, ou pendant les campagnes de pêches collectives.

8. Salinité

Il s'agit essentiellement d'une eau douce, la salinité (Fig. 35e) est négligeable. Elle varie entre 0,00 et 0,02 mg l⁻¹; sa valeur moyenne est de 0,01 mg l⁻¹.

9. Ions majeurs (Fig. 35f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures varie de 1,69 à 19,16 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 9,86 mg l⁻¹. La concentration en ions chlorures baisse progressivement de mai (19,16 mg l⁻¹) à septembre (1,69 mg l⁻¹) pour remonter légèrement en novembre (10,98 mg l⁻¹).

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 3,81 à 33,37 mg l⁻¹; sa valeur moyenne est de 18,22 mg l⁻¹. La concentration en calcium connaît une évolution similaire à celle du Cl⁻; elle baisse progressivement de mai (33,37 mg l⁻¹) à septembre (3,81 mg l⁻¹) pour remonter légèrement en novembre (5,87 mg l⁻¹).

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

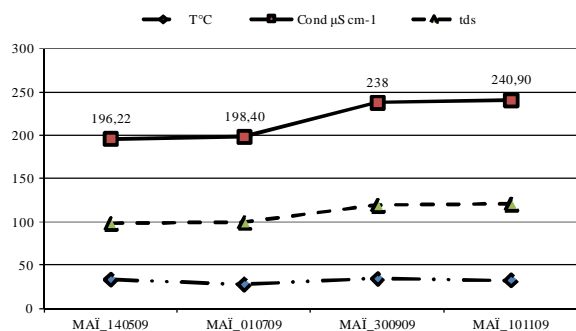
La concentration en azote ammoniacal varie de 0,46 à 7,29 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 2,86 mg l⁻¹. La concentration en azote ammoniacal croît régulièrement de mai (0,46 mg l⁻¹) à novembre (7,29 mg l⁻¹).

9.4. Nitrates (NO₃⁻)

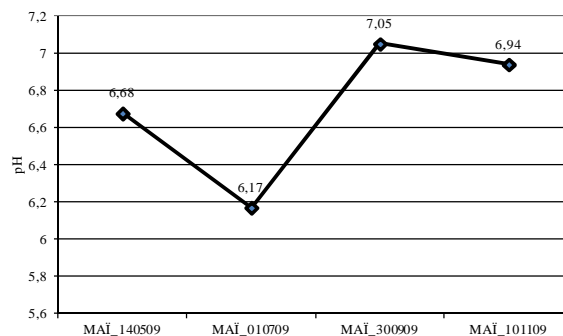
La concentration en nitrates varie de 4,85 à 35,07 mg l⁻¹; sa valeur moyenne est de 12,30 mg l⁻¹. La concentration en nitrates n'est maximale qu'en septembre (35,07 mg l⁻¹) qui est la période de hautes eaux de la mare de Maïdounka.

10. Conclusion partielle

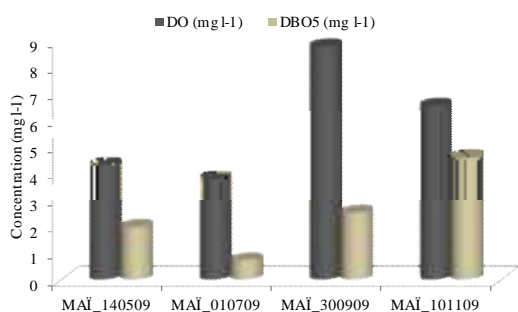
Les données physico-chimiques recueillies au niveau de la mare de Maïdounka sont en conformité avec les normes nationales. Seule la turbidité (66,99 NTU) excède largement la norme nationale admise. Cependant cette eau se trouve dans les limites acceptables car elle n'est destinée qu'à supporter le maraîchage et l'abreuvement du bétail.



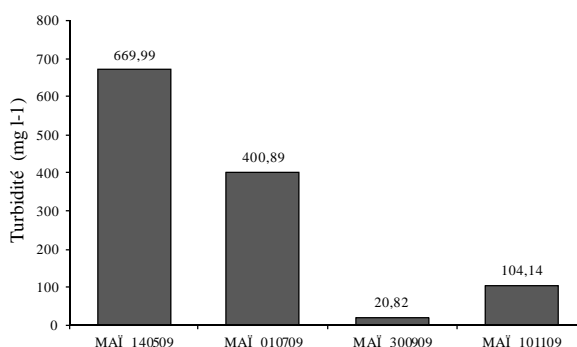
a. température, conductivité, tds



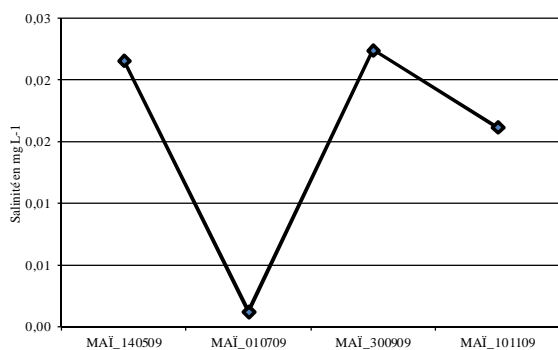
b. pH



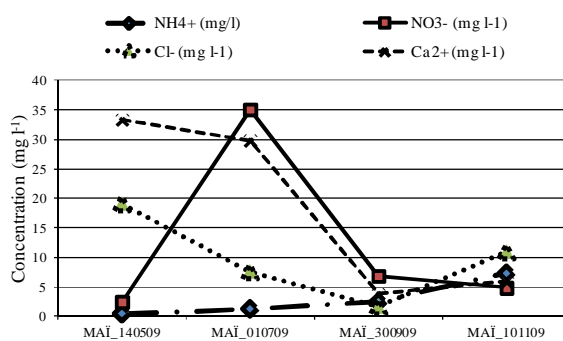
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 35 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Mайдounka

III.1.3. Mare de Kouassi

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Kouassi au cours des deux saisons (Fig. 36a) varie entre 26,33 et 32,84 °C. La moyenne est de 30,08 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 36a) varie de 97,61 à 248,17 $\mu\text{S cm}^{-1}$; sa valeur moyenne est de 169,12 $\mu\text{S cm}^{-1}$. La conductivité est élevée surtout en période de crue. La valeur maximale de ce paramètre a été relevée en juillet (248,17 $\mu\text{S cm}^{-1}$).

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 36a) varie entre 48,80 et 124,09 mg l^{-1} . Sa valeur moyenne est 84,56 mg l^{-1} . Le tds au niveau de la mare de Kouassi évolue simultanément avec la conductivité, sa valeur maximale est de 124,09 mg l^{-1} en juillet.

4. pH

Le pH (Fig. 36b) varie entre 6,25 et 7,53, sa valeur moyenne étant de 6,98 ; les eaux sont généralement alcalines, à l'exception du mois de juillet où elles ont été faiblement acides.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 36c) varie entre 6,43 et 12,95 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 9,83 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées, même en période d'étiage.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 36c) varie entre 1,48 et 7,09 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 5,91 mg l^{-1} . La DBO5 est maximale en mai (7,09 mg l^{-1}) où sa valeur dépasse celle du DO. Cela traduit un déficit d'oxygène qui peut ralentir la minéralisation par les bactéries minéralisatrices de la matière organique qui arrive. C'est là une situation qui favorise certainement l'accumulation de matière organique et par conséquent une pollution de l'eau.

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 36d) varie de 4,88 à 629,90 NTU ; sa valeur moyenne est 220,49 NTU. La turbidité est maximale en mai (629,90 NTU) à cause du piétinement du bétail qui s'abreuve dans les rares plans d'eau jalonnant le lit de la mare.

8. Salinité

La mare de Kouassi est une eau douce ; sa salinité (Fig. 36e) est négligeable ; elle varie entre 0,02 et 0,03 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 0,02 mg l⁻¹.

9. Ions majeurs (Fig. 36f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures varie de 2,48 à 21,94 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 12,29 mg l⁻¹. Les [Cl⁻] sont dans les limites acceptables de la norme nationale en vigueur.

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 1,76 à 13,85 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne étant de 7,69 mg l⁻¹. Les [Ca²⁺] sont dans les limites acceptables de la norme nationale en vigueur.

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

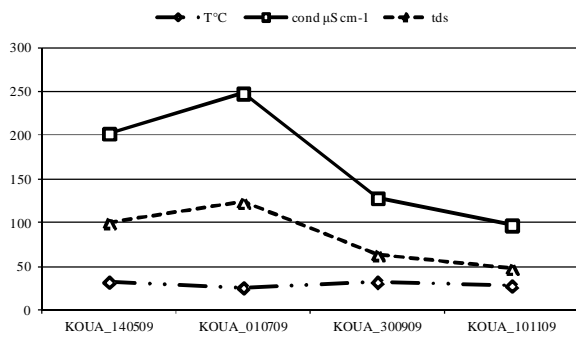
La concentration en azote ammoniacal varie de 0,00 à 4,54 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 2,52 mg l⁻¹. Les [NH₄⁺] connaissent une évolution progressive au cours des relevés.

9.4. Nitrates (NO₃⁻)

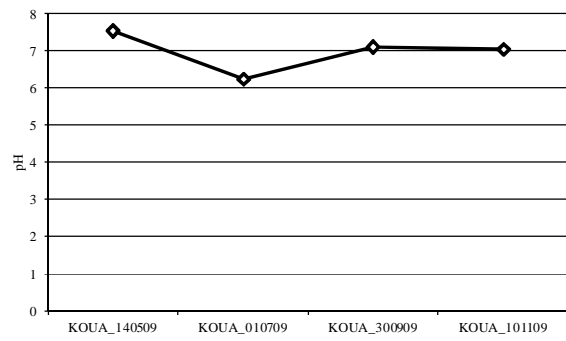
La concentration en nitrates varie de 2,16 à 8,70 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 5,73 mg l⁻¹. Les teneurs en nitrates sont plus importantes que celles de l'azote ammoniacal, ce qui laisse supposer une minéralisation importante de la matière organique par les micro-organismes.

10. Conclusion partielle

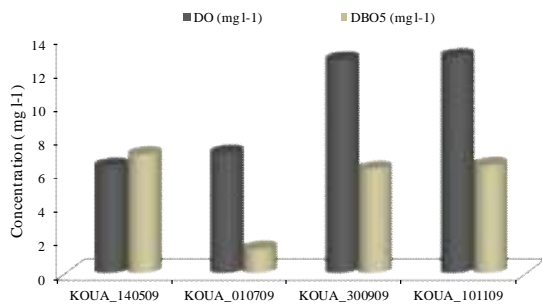
La mare de Kouassi est un bras mort du fleuve. C'est un milieu lentique qui connaît tout de même une faible circulation d'eau, ce qui favorise une bonne oxygénation de l'eau. Les différents paramètres relevés sont conformes aux normes nationales.



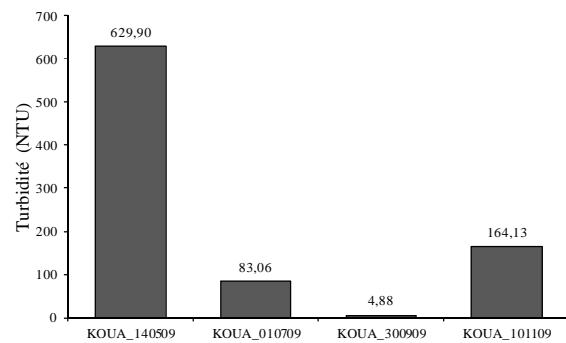
a. température, conductivité, tds



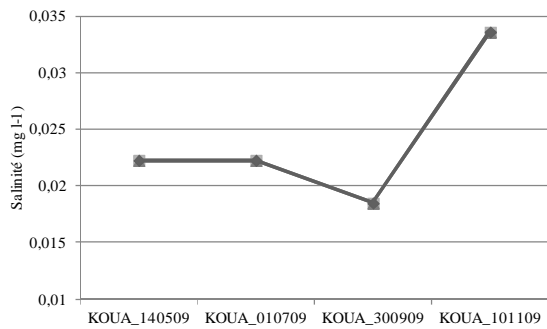
b. pH



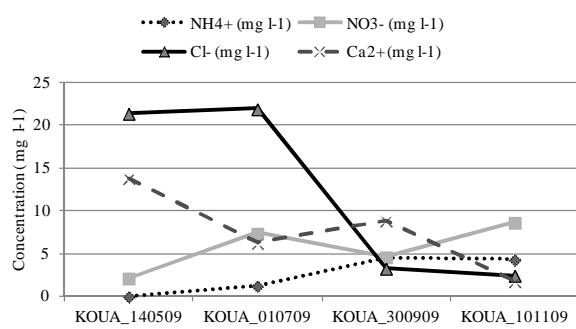
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH₄⁺, NO₃⁻, Cl⁻, Ca²⁺

Figure 36 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH₄⁺, NO₃⁻, Cl⁻, Ca²⁺ au cours des prélèvements saisonniers à Kouassi

III.1.4. Mare de Boumba

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Boumba au cours des deux saisons (Fig. 37a) varie entre 28,14 et 34,50 °C. La moyenne est de 32,90 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 37a) varie de 196,22 à 240,90 $\mu\text{S cm}^{-1}$; sa valeur moyenne est de 218,38 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Elle est d'autant plus importante que la température de l'eau augmente. Les valeurs de conductivité laissent supposer que les eaux de la mare de Boumba connaissent une minéralisation moyenne (Rodier, 1984).

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 28a) varie entre 98,11 et 120,45 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est 109,19 mg l^{-1} . La valeur du tds croît régulièrement de mai (98,11 mg l^{-1}) à novembre (120,45 mg l^{-1}).

4. pH

Le pH (Fig. 37b) varie entre 6,17 et 7,05 ; sa valeur moyenne est de 6,71. Le pH est généralement acide. Seul le relevé de septembre (pH = 7,05) montre un pH légèrement alcalin.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 37c) varie entre 3,86 et 8,81 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 5,91 mg l^{-1} . La teneur de DO est généralement faible en fin de saison sèche (mai, 4,38 mg l^{-1}) et en début de saison des pluies (juillet, 3,86 mg l^{-1}). Dès que la mare de Boumba est en crue et qu'un léger écoulement s'amorce, cette teneur devient élevée ; c'est ce qui pourrait expliquer les valeurs de 8,81 et 6,60 mg l^{-1} de DO observées en septembre et novembre.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 37c) varie entre 0,76 et 4,65 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 2,49 mg l^{-1} . La DBO5 est faible en juillet (0,76 mg l^{-1}) alors qu'elle croît progressivement jusqu'à atteindre son pic en décembre (4,65 mg l^{-1}).

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 37d) varie de 20,82 à 669,99 NTU ; sa valeur moyenne est 298,96 NTU. La turbidité, élevée en période de basses eaux (mai et juillet), est due essentiellement aux activités anthropiques. En période de crue, la turbidité baisse car

l'alimentation en eau de cette mare du Dallol Bosso se fait par recharge de la nappe phréatique sous-jacente.

8. Salinité

Les eaux de la mare de Boumba sont douces. La salinité (Fig. 28e) est donc négligeable. Elle varie entre 0,00 et 0,03 mg l⁻¹ et sa valeur moyenne est de 0,01 mg l⁻¹.

9. Ions majeurs (Fig. 37f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures varie de 1,69 à 19,16 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 9,86 mg l⁻¹. La teneur en ions chlorures est faible, surtout en septembre où les niveaux d'eau de la mare sont maximaux.

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 3,81 à 33,37 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 18,22 mg l⁻¹. La teneur en ions calcium est plus élevée en période de basses eaux.

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

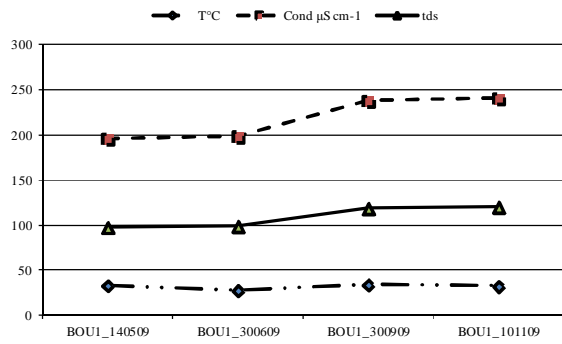
La concentration en azote ammoniacal varie de 0,46 à 7,29 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 2,86 mg l⁻¹. L'azote ammoniacal est généralement faible au cours de tous les relevés.

9.4. Nitrates (NO₃⁻)

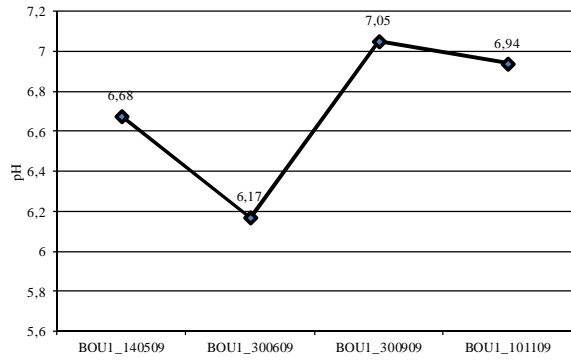
La concentration en nitrates varie de 2,44 à 35,07 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 12,30 mg l⁻¹. Les nitrates ont une valeur plus importante que l'azote ammoniacal ; leur valeur maximale est atteinte en juillet (35,07 mg l⁻¹). Ils ne sont toutefois pas nocifs pour les poissons.

10. Conclusion partielle

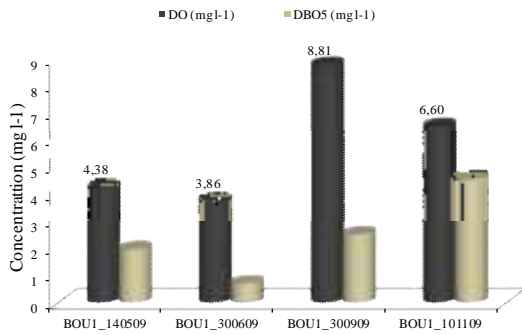
Les eaux de la mare de Boumba font partie du chapelet de mares qui affleurent par endroits dans le paléolit du Dallol Bosso. Leur salinité est faible. Elles sont natronées, ce qui leur donne une couleur ocre. L'analyse de l'ensemble des paramètres physico-chimiques montre qu'elles sont conformes aux normes nationales.



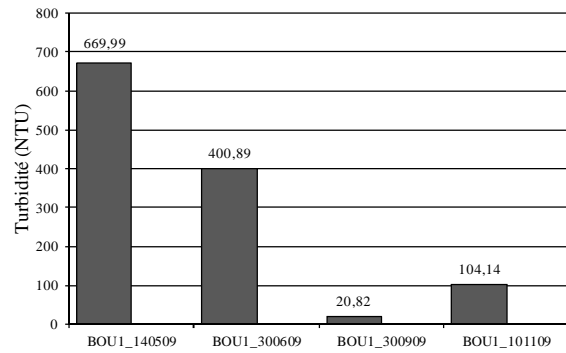
a. température, conductivité, tds



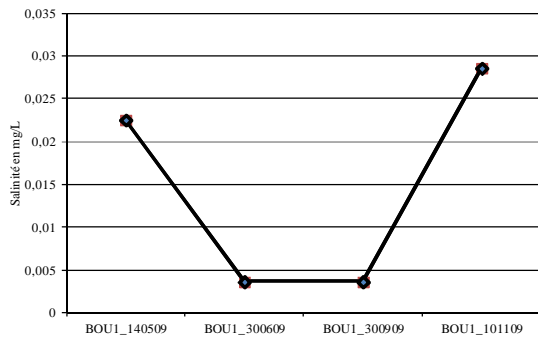
b. pH



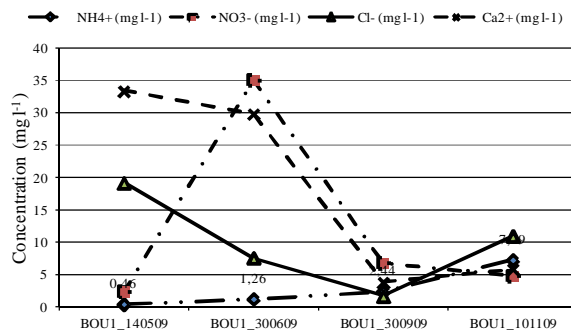
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 37 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Boumba

III.1.5. Mare de Saboula

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Saboula au cours des deux saisons (Fig. 38a) varie entre 28,95 et 38,00 °C. La moyenne est de 32,39 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 38a) varie de 241,55 à 294 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 265,77 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Les valeurs de conductivité des eaux permettent de dire que les eaux de la mare de Saboula sont moyennement minéralisées.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 38a) varie entre 120,78 et 147,00 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est 132,88 mg l^{-1} . L'évolution des valeurs du tds est synchrone de celles de la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 38b) varie entre 7,66 et 8,57 ; sa valeur moyenne est de 7,95. Les valeurs de pH enregistrées montrent qu'il s'agit d'un milieu alcalin.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 38c) varie entre 4,77 et 12,84 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 10,07 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées, à l'exception du mois de mai où l'eau est stagnante et le niveau très bas.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 38c) varie entre 1,77 et 6,52 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 4,48 mg l^{-1} . Comparativement à l'oxygène dissous, la DBO5 n'est forte que durant les basses eaux de mai (4,25 mg l^{-1}).

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 38d) varie de 3,05 à 208,20 NTU ; sa valeur moyenne est 79,51 NTU. La turbidité relevée à Saboula est caractéristique des mares du Dallol Bosso. Elle n'est élevée que pendant l'étiage, quand l'homme et le bétail peuvent accéder aux mares.

8. Salinité

La salinité (Fig. 38e) varie entre 0,03 et 7,00 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 1,93 mg l^{-1} . La salinité reste tout de même faible. On a noté qu'elle augmente avec la baisse de niveau d'eau de la mare de Saboula.

9. Ions majeurs (Fig. 38f)

9.1. Ions chlorures (Cl^-)

La concentration en ions chlorures varie de 3,52 à 15,19 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 11,12 mg l^{-1} .

9.2. Ions calcium (Ca^{2+})

La concentration en ions calcium varie de 1,67 à 21,40 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 11,41 mg l^{-1} .

9.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)

La concentration en azote ammoniacal varie de 0,32 à 69,00 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 18,85 mg l^{-1} .

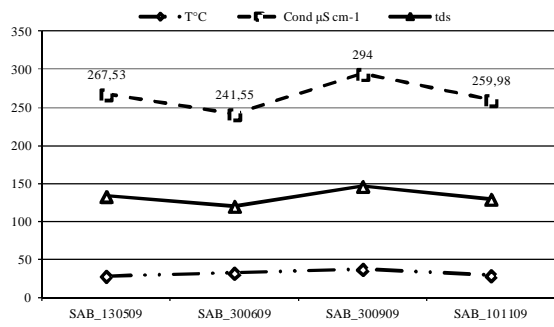
9.4. Nitrates (NO_3^-)

La concentration en nitrates varie de 3,15 à 31,60 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 11,57 mg l^{-1} .

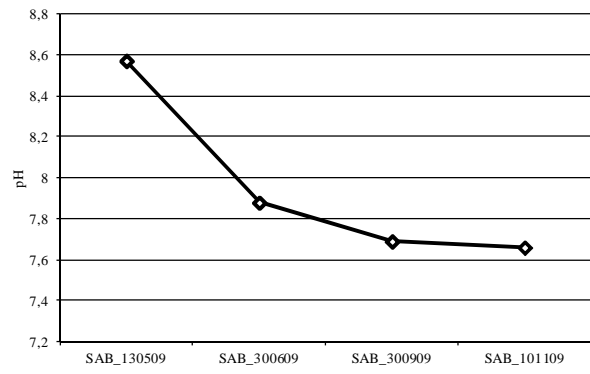
L'évolution des concentrations en ions majeurs (Cl^- , Ca^{2+} , NH_4^+ , NO_3^-) est presque identique, seul l'azote ammoniacal montre un pic de 69,00 mg l^{-1} en juillet.

10. Conclusion partielle

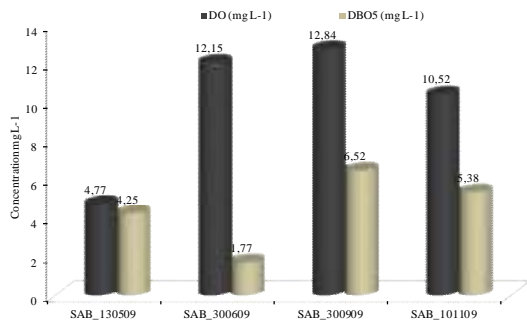
Les eaux de la mare de Saboula ont une qualité acceptable car les valeurs des données physico-chimiques sont en conformité avec les normes nationales de qualité de l'eau.



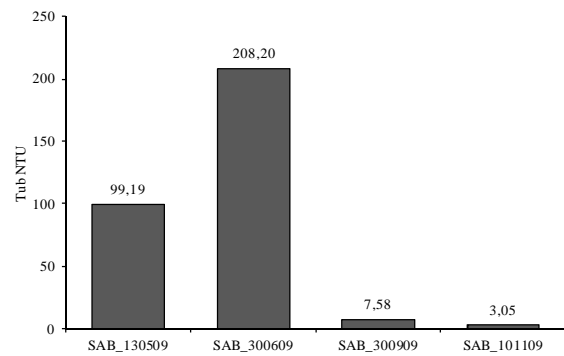
a. température, conductivité, tds



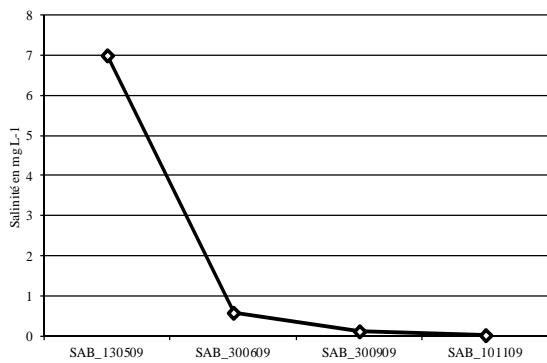
b. pH



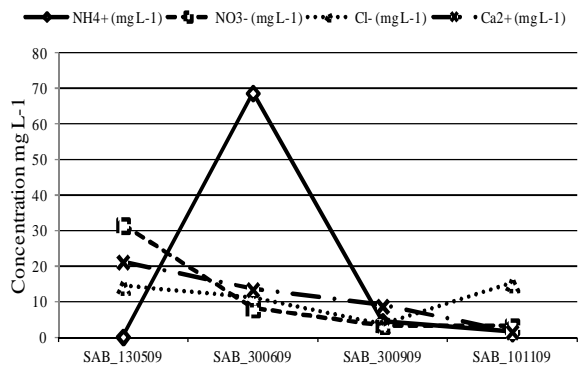
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 38 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Saboula

III.1.6. Mare de Koudjé

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Koudjé au cours des deux saisons (Fig. 30a) varie entre 27,53 et 33,69 °C. La moyenne est de 31,08 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 39a) varie de 241,12 à 272,61 $\mu\text{S cm}^{-1}$; sa valeur moyenne est de 255,68 $\mu\text{S cm}^{-1}$. C'est une eau moyennement minéralisée.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 39a) varie entre 120,56 et 136,31 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est 127,84 mg l^{-1} . La courbe d'évolution du tds est synchrone de celle de la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 39b) varie entre 6,45 et 8,58 ; sa valeur moyenne est de 7,56. Les eaux de la mare de Koudjé ont un pH généralement alcalin.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 39c) varie entre 2,91 et 11,26 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 8,05 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées, à l'exception de mai (2,91 mg l^{-1}).

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 39c) varie entre 3,07 et 4,96 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 4,19 mg l^{-1} . La DBO5 est élevée en mai (3,07 mg l^{-1}) où sa valeur dépasse celle de la teneur en oxygène dissous ; cela atteste d'un état de pollution certain. Ce déficit d'oxygène peut empêcher la minéralisation de la matière organique par les micro-organismes.

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 39d) varie de 4,51 à 356,66 NTU ; sa valeur moyenne est 179,48 NTU. Elle est limitée à la période d'étiage et son origine est anthropique, comme celle de toutes les mares du Dallol Bosso.

8. Salinité

La salinité (Fig. 30e) est négligeable ; elle varie entre 0,02 et 2,79 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 1,14 mg l^{-1} .

9. Ions majeurs (Fig. 39f)

9.1. Ions chlorures (Cl^-)

La concentration en ions chlorures varie de 7,11 à 80,57 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 38,76 mg l^{-1} . La teneur en ions chlorures baisse progressivement de mai (80,57 mg l^{-1}) à novembre (18,71 mg l^{-1}).

9.2. Ions calcium (Ca^{2+})

La concentration en ions calcium varie de 5,06 à 5,93 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 5,02 mg l^{-1} . La teneur en ions calcium augmente légèrement en juillet (5,93 mg l^{-1}) puis baisse progressivement jusqu'à sa valeur minimale de 3,31 mg l^{-1} en novembre.

9.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)

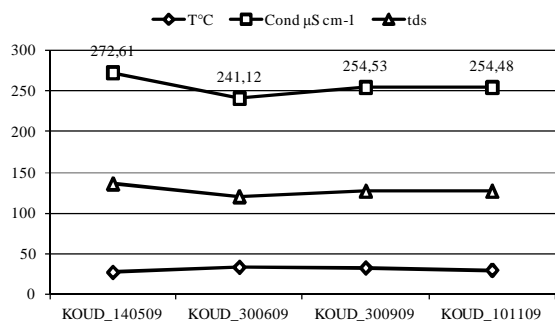
La concentration en azote ammoniacal varie de 1,45 à 7,61 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 4,86 mg l^{-1} . Les concentrations en NH_4^+ au niveau de la mare de Koudjé sont importantes en période de crue.

9.4. Nitrates (NO_3^-)

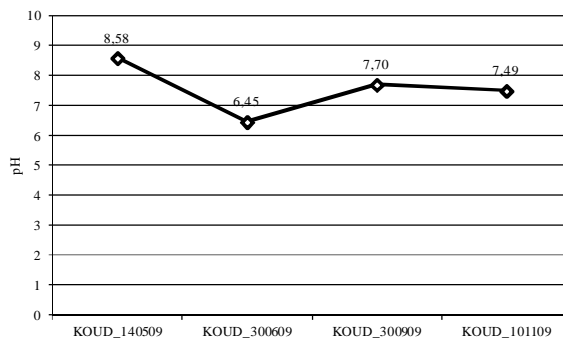
La concentration en nitrates varie de 3,34 à 135,70 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 60,23 mg l^{-1} . Au niveau de la mare de Koudjé les nitrates sont importants surtout en période d'étiage (mai).

10. Conclusion partielle

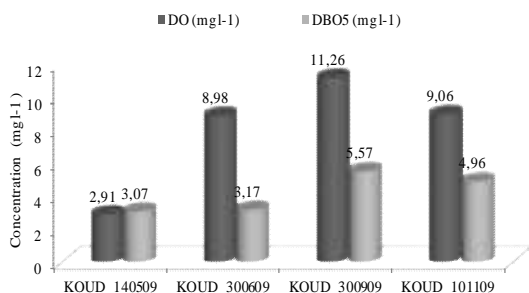
La mare de Koudjé présente une pollution évidente en mai due essentiellement à un déficit d'oxygène. De façon générale cette eau est conforme aux normes nationales.



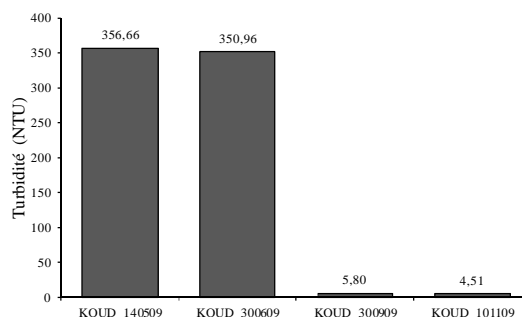
a. température, conductivité, tds



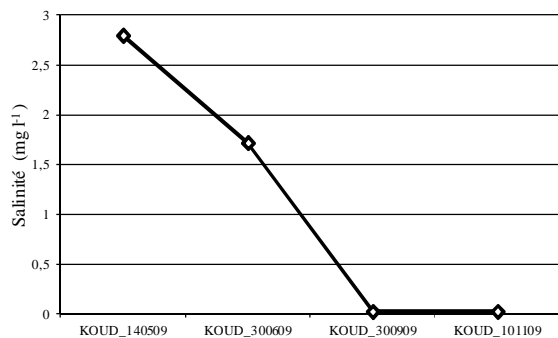
b. pH



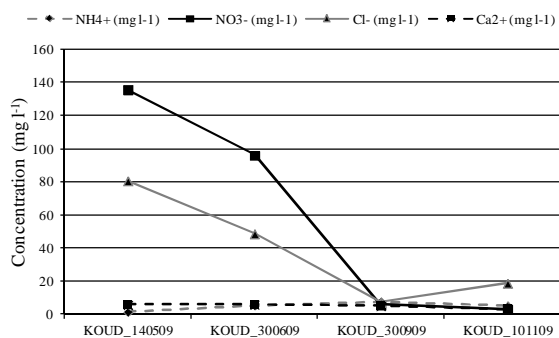
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH₄⁺, NO₃⁻, Cl⁻, Ca²⁺

Figure 39 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH₄⁺, NO₃⁻, Cl⁻, Ca²⁺ au cours des prélèvements saisonniers à Koudjé

III.1.7. Mare de Falmey

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Falmey au cours des deux saisons varie entre 29,10 et 35,72 °C. La moyenne est de 32,83 °C (Fig. 40a).

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 40a) varie de 81,50 à 254,91 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 191,38 $\mu\text{S cm}^{-1}$. On peut dire que l'eau de la mare de Falmey subit une minéralisation moyenne, à l'exception du mois de septembre où la minéralisation est faible (81,50 $\mu\text{S cm}^{-1}$).

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 40a) varie entre 40,75 et 127,46 mg l^{-1} . Sa valeur moyenne est 95,69 mg l^{-1} . L'évolution du tds est toujours synchrone de celle de la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 40b) varie entre 6,87 et 7,60 ; sa valeur moyenne est de 7,19. Ces eaux sont proches de la neutralité. Le pH est généralement alcalin, sauf en mai (pH = 6,87) et juillet (pH = 6,99) où l'eau devient légèrement acide.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 40c) varie entre 0,84 et 9,95 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 7,11 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées. Toutefois, on note une certaine pollution en mai (DO = 0,84 mg l^{-1}) due à un déficit d'oxygène, qui est très vite réduit dès le retour de la crue pluviale.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 40c) varie entre 1,34 et 5,56 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 3,49 mg l^{-1} . La DBO5 excède l'oxygène dissous pendant l'étiage (mai DBO5 > DO).

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 40d) varie de 8,55 à 523,86 NTU ; sa valeur moyenne est 165,31 NTU. Elle est élevée pendant l'étiage et l'eau retrouve très vite sa limpidité pendant la crue.

8. Salinité

Les eaux de la mare de Falmey sont des eaux douces ; la salinité (Fig. 40e) est négligeable, elle varie entre 0,01 et 0,03 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 0,02 mg l^{-1} .

9. Ions majeurs (Fig. 40f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures est très faible et varie de 1,26 à 11,75 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 5,55 mg l⁻¹.

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 1,56 à 55,77 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 16,68 mg l⁻¹. Les [Ca²⁺] sont élevées en mai (55,77 mg l⁻¹), puis elles sont très faibles.

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

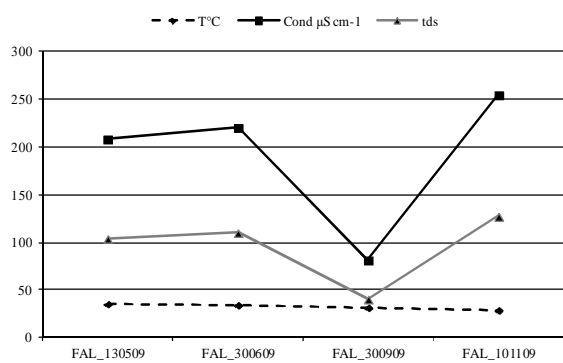
La concentration en azote ammoniacal est également très faible. Elle varie de 3,08 à 5,48 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 4,29 mg l⁻¹.

9.4. Nitrates (NO₃⁻)

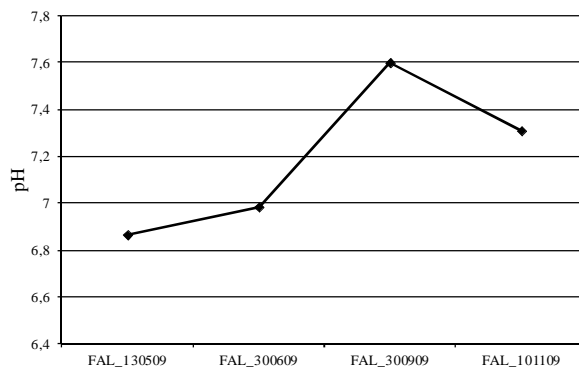
La concentration en nitrates varie de 1,11 à 98,99 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 49,03 mg l⁻¹. Les concentrations élevées en nitrates sont relevées seulement en mai (98,99 mg l⁻¹).

10. Conclusion partielle

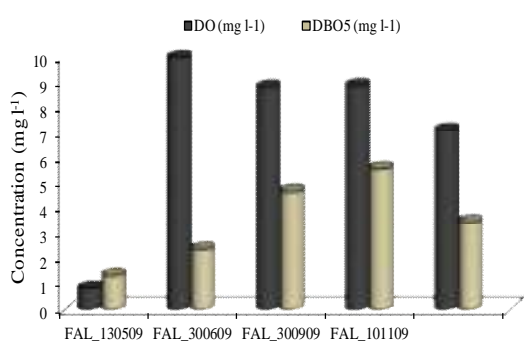
Les propriétés physico-chimiques de la mare de Falmey sont conformes aux normes nationales de qualité d'eau. Les périodes d'étiage sont les seules où la pollution de l'eau est mise en évidence, mais cette situation est vite résorbée par la crue pluviale.



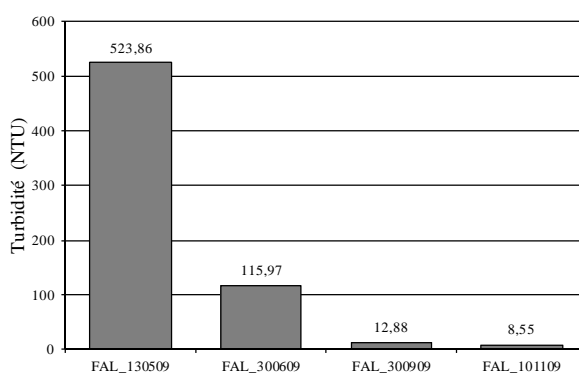
a. température, conductivité, tds



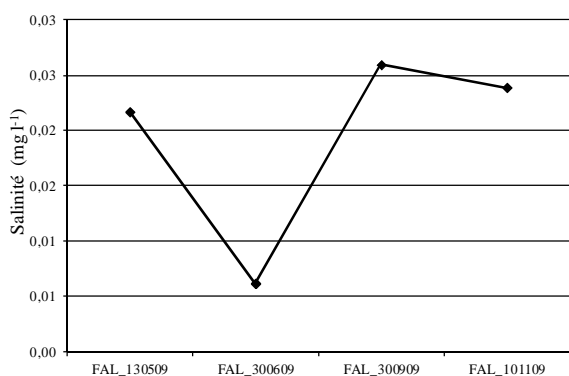
b. pH



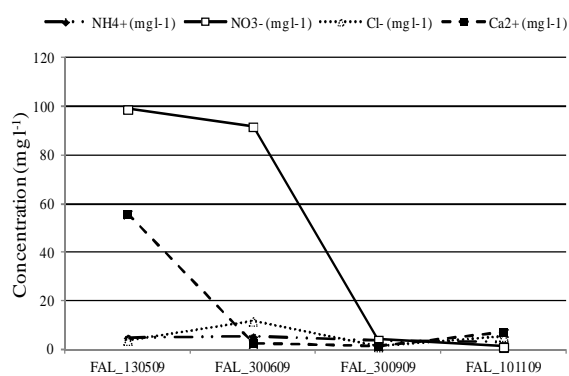
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 40 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Falmey

III.1.8. Mare de Bellandé (Fig. 41)

1. Température de l'eau

La température de l'eau élevée à Bellandé au cours des deux saisons (Fig. 41a) varie entre 29,00 et 34,26 °C. La moyenne est de 31,99 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 41a) varie de 106,64 à 283,95 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 199,87 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Les valeurs de conductivité font ressortir une minéralisation moyenne des eaux de la mare de Bellandé.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 41a) varie entre 53,32 et 141,98 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 99,94 mg l^{-1} . L'évolution du tds est toujours synchrone de celle de la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 41b) varie entre 5,35 et 8,60 ; sa valeur moyenne est de 7,02. Ces eaux sont proches de la neutralité. Le pH est acide pendant l'étiage et alcalin pendant les périodes de crue.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 41c) varie entre 1,21 et 11,29 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 8,69 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées. Le milieu devient déficitaire en oxygène en mai (DO = 1,21 mg l^{-1}) pendant une courte période.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 41c) varie entre 3,99 et 6,14 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 5,07 mg l^{-1} . La DBO5 est supérieure à la teneur en oxygène dissous en mai, ce qui laisse supposer une pollution des eaux de la mare de Bellandé pendant cette période.

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 41d) varie de 16,20 à 365,99 NTU ; sa valeur moyenne est 108,43 NTU. L'évolution de la turbidité au niveau de la mare de Bellandé est la même que celle des mares du Dallol Bosso.

8. Salinité

La salinité (Fig. 41e) est négligeable comme celle de toutes les mares du Dallol Bosso ; elle varie entre 0,02 et 0,10 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 0,05 mg l^{-1} .

9. Ions majeurs (Fig. 41f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures varie de 1,64 à 5,78 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 3,71 mg l⁻¹. On note que les [Cl⁻] sont très faibles, mais celles des périodes de crue sont plus élevées.

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 5,15 à 26,83 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 15,99 mg l⁻¹. La teneur en ions calcium est élevée en mai (26,83 mg l⁻¹) et relativement faible pendant le reste de l'année.

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

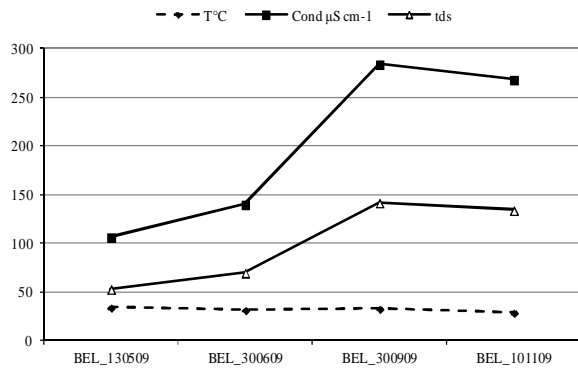
La concentration en azote ammoniacal varie de 3,55 à 6,33 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 4,94 mg l⁻¹. L'évolution de la concentration en azote ammoniacal est progressive au cours des relevés, elle va de 3,55 mg l⁻¹ en mai à 6,33 mg l⁻¹ en novembre.

9.4. Nitrates (NO₃⁻)

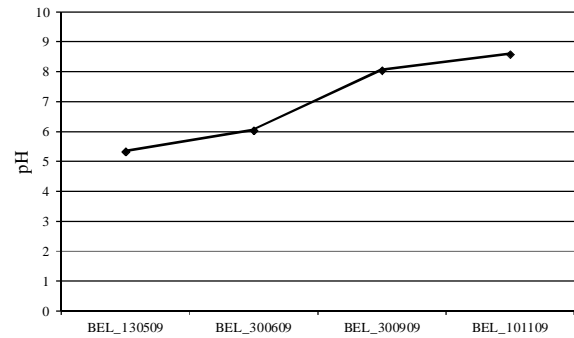
La concentration en nitrates varie de 1,33 à 7,05 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 4,19 mg l⁻¹. La concentration en nitrates croît progressivement de mai (1,33 mg l⁻¹) à novembre (7,05 mg l⁻¹) ; cette évolution peut être liée à la crue pluviale.

10. Conclusion partielle

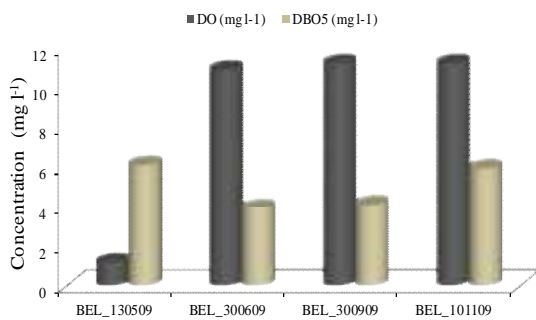
Les données physico-chimiques relevées au niveau Bellandé sont conformes aux normes nationales de qualité d'eau en vigueur. Un seuil de pollution a été noté en mai, avec une valeur de DBO5 largement supérieure à l'oxygène dissous.



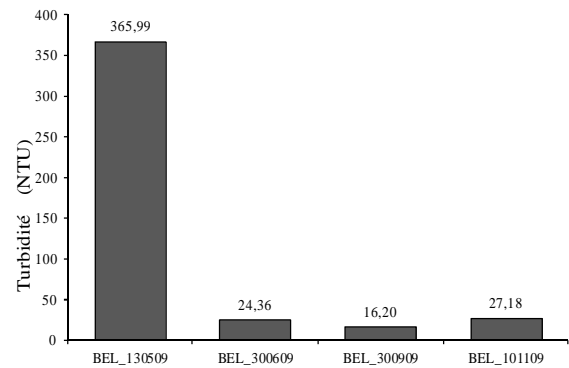
a. température, conductivité, tds



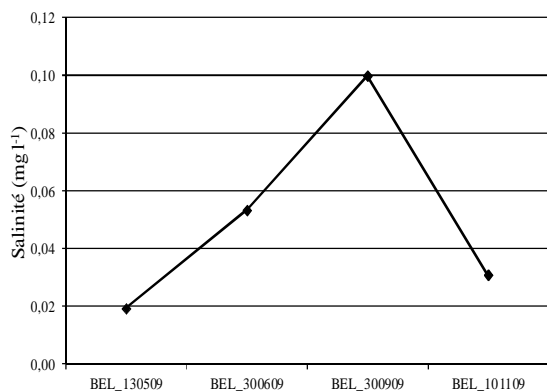
b. pH



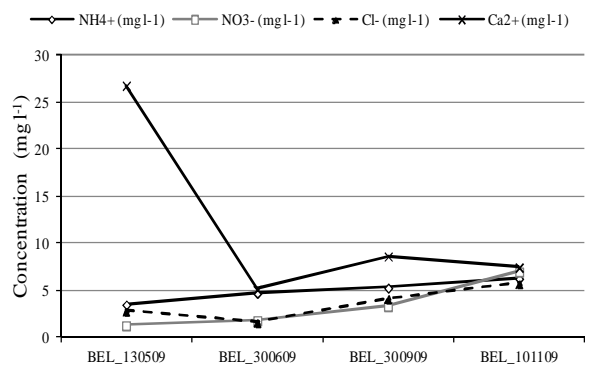
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 41 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Bellandé

III.1.9. Mare de Margou (Fig. 42)

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Margou au cours des deux saisons (Fig. 42a) varie entre 25,95 et 30,60°C. La moyenne est de 28,79 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 42a) varie de 163,86 à 229,58 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 196,56 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Les valeurs de conductivité dénotent une eau moyennement minéralisée.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 42a) varie entre 81,93 et 114,79 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 98,28 mg l^{-1} . Le tds a une évolution synchrone de celle de la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 42b) varie entre 6,08 et 6,85 ; sa valeur moyenne est de 6,57 ; les eaux de la mare de Margou ont un pH généralement acide au cours de tous les relevés.

5. Oxygène dissous (DO)

L'oxygène dissous (Fig. 42c) varie entre 6,46 et 12,82 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 10,60 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux assez bien oxygénées.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 42c) varie entre 2,90 et 6,42 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 4,49 mg l^{-1} . Les valeurs de DBO5 ne font ressortir aucune pollution évidente car la teneur en oxygène dissous est toujours supérieure à la DBO5.

7. Turbidité

La turbidité (Fig. 42d) varie de 63,46 à 99,51 NTU ; sa valeur moyenne est de 83,68 NTU. Les valeurs de turbidité sont presque constantes au cours de tous les relevés.

8. Salinité

La mare de Margou a les mêmes caractéristiques que toutes les mares du Dallol Bosso. La salinité (Fig. 42e) est négligeable ; elle varie entre 0,00 et 0,02 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 0,01 mg l^{-1} .

9. Ions majeurs (Fig. 42f)

9.1. Ions chlorures (Cl)

La concentration en ions chlorures varie de 2,82 à 11,41 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 6,31 mg l^{-1} . Les valeurs des ions chlorures sont plus élevées en période de basses eaux (mai, juillet).

9.2. Ions calcium (Ca^{2+})

La concentration en ions calcium varie de 2,80 à 6,53 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 4,30 mg l^{-1} . Les concentrations maximales de calcium sont observées en mai (6,53 mg l^{-1}).

9.3. Azote ammoniacal (NH_4^+)

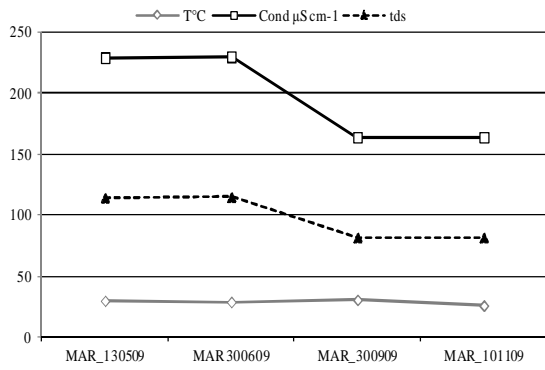
La concentration en azote ammoniacal varie de 0,84 à 5,56 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 2,39 mg l^{-1} . Les concentrations en NH_4^+ croissent progressivement ; elles passent de 0,92 mg l^{-1} en mai à 5,56 mg l^{-1} en novembre.

9.4. Nitrates (NO_3^-)

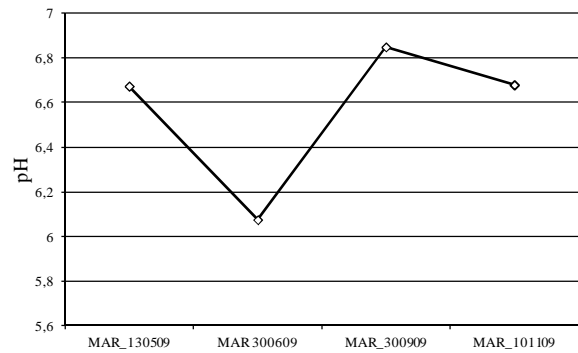
La concentration en nitrates varie de 0,53 à 5,56 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 2,35 mg l^{-1} . Les concentrations en NO_3^- sont très faibles en période d'été (mai) et en début de saison des pluies (juillet). Pendant la période de crue, elles sont plus élevées et le pic est atteint en septembre avec 5,56 mg l^{-1} .

10. Conclusion partielle

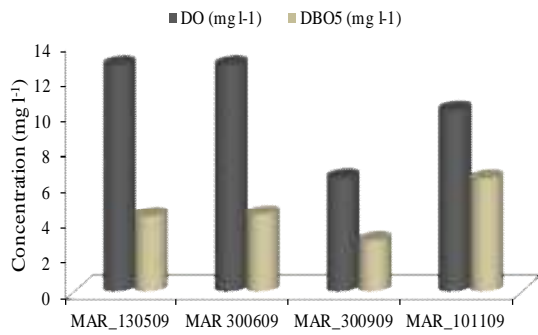
Les eaux de la mare de Margou montrent des paramètres physico-chimiques conformes aux normes nationales en vigueur. De plus elles sont bien oxygénées toute l'année.



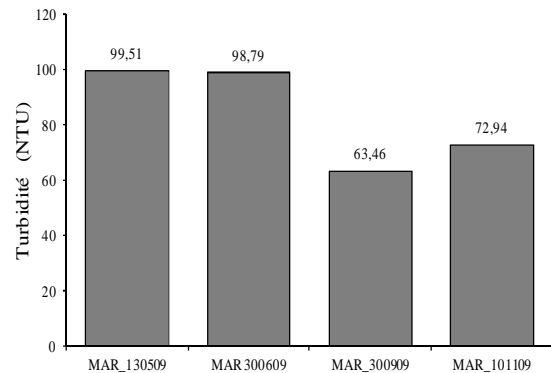
a. température, conductivité, tds



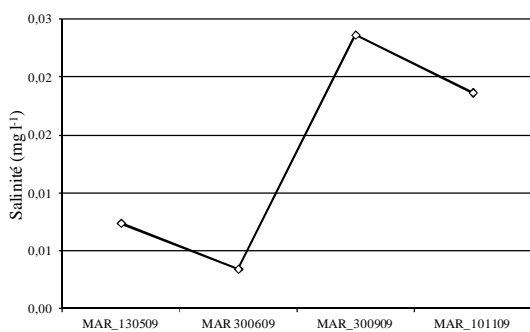
b. pH



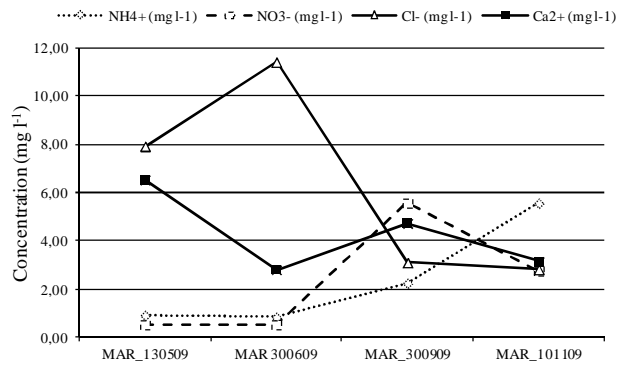
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 42 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Margou

II.1.10. Fleuve Niger (station de Niamey)

1. Température de l'eau

La température de l'eau relevée à Niamey au cours des deux saisons (Fig. 43a) varie entre 27,58 et 31,10 °C. La moyenne est de 28,99 °C.

2. Conductivité

La conductivité (Fig. 43a) varie de 60,12 à 287,43 $\mu\text{S cm}^{-1}$, sa valeur moyenne étant de 133,36 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Les valeurs de conductivité classent les eaux du fleuve Niger parmi celles qui sont faiblement à moyennement minéralisées.

3. Taux de substances dissoutes (tds)

Le tds (Fig. 43a) varie entre 30,06 et 143,71 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 66,68 mg l^{-1} . L'évolution du tds est toujours synchrone de celle de la conductivité.

4. pH

Le pH (Fig. 43b) varie entre 6,96 et 7,16 ; sa valeur moyenne est de 7,09. Les eaux du fleuve Niger ont généralement un pH alcalin.

5. Oxygène dissous (DO)

Le taux d'oxygène dissous (Fig. 43c) varie entre 9,72 et 12,83 mg l^{-1} . La moyenne relevée sur l'ensemble des saisons est de 11,02 mg l^{-1} , ce qui dénote des eaux en permanence très bien oxygénées.

6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 (Fig. 43c) varie entre 5,86 et 10,60 mg l^{-1} , sa valeur moyenne étant de 7,59 mg l^{-1} . La DBO5 reste dans des proportions acceptables car elle est toujours inférieure au taux d'oxygène dissous. Aucun signe de pollution lié à un déficit en oxygène n'est perceptible.

7. Turbidité (NTU)

La turbidité (Fig. 43d) varie de 63,83 à 687,35 NTU ; sa valeur moyenne est 391,77 NTU. La turbidité est élevée pendant la crue pluviale en raison des affluents qui charrient vers le fleuve les eaux de ruissellement riches en matières diverses en suspension. Il faut noter qu'à l'inverse des mares du Dallol Bosso, la turbidité du fleuve a un caractère pluvial.

8. Salinité

Les eaux du fleuve Niger sont douces, la salinité (Fig. 43e) est négligeable. Celle-ci varie entre 0,00 et 0,02 mg l^{-1} ; sa valeur moyenne est de 0,01 mg l^{-1} .

9. Ions majeurs (Fig. 43f)

9.1. Ions chlorures (Cl⁻)

La concentration en ions chlorures varie de 0,15 à 11,68 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 3,87 mg l⁻¹. La concentration en ions chlorures est généralement faible ; néanmoins un pic de 11,68 mg l⁻¹ a été observé en juillet.

9.2. Ions calcium (Ca²⁺)

La concentration en ions calcium varie de 2,56 à 12,70 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 4,92 mg l⁻¹. Le pic de concentration de calcium est observé en juillet. Les courbes d'évolution des [Ca²⁺] et [Cl⁻] sont synchrones.

9.3. Azote ammoniacal (NH₄⁺)

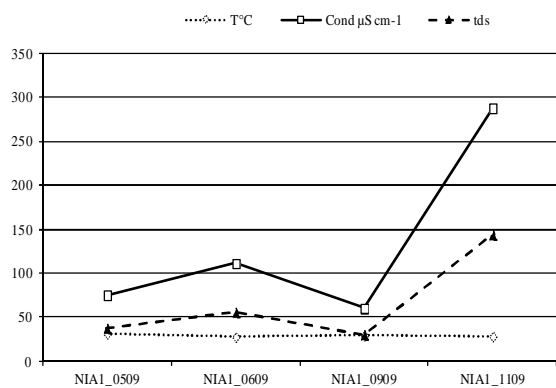
La concentration en azote ammoniacal varie de 0,28 à 4,99 mg l⁻¹ ; sa valeur moyenne est de 1,83 mg l⁻¹. Les concentrations en azote ammoniacal évoluent progressivement de mai (0,56 mg l⁻¹) à novembre (4,99 mg l⁻¹).

9.4. Nitrates (NO₃⁻)

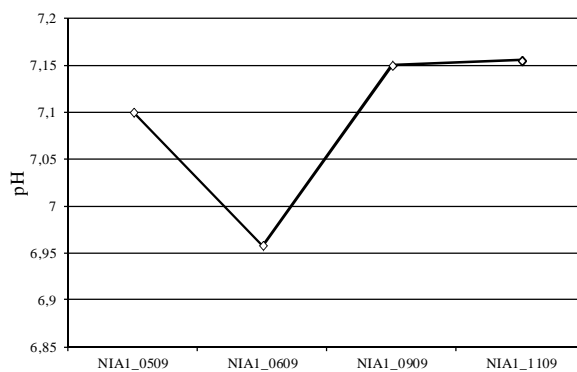
La concentration en nitrates varie de 0,52 à 29,26 mg l⁻¹, sa valeur moyenne étant de 8,58 mg l⁻¹. L'évolution des nitrates est synchrones de celles du Cl⁻ et du Ca²⁺ ; un pic de (29,26 mg l⁻¹) est observé en juillet.

10. Conclusion partielle

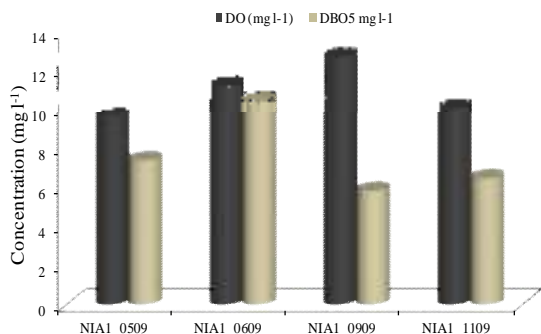
Les données physico-chimiques des stations du fleuve Niger sont conformes aux normes nationales ; le DO présente des proportions satisfaisantes, ce qui laisse supposer une auto-épuration normale.



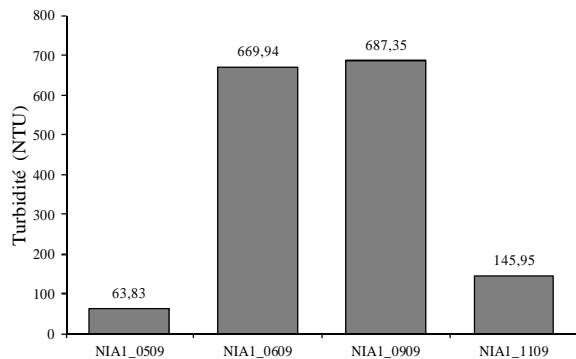
a. température, conductivité, tds



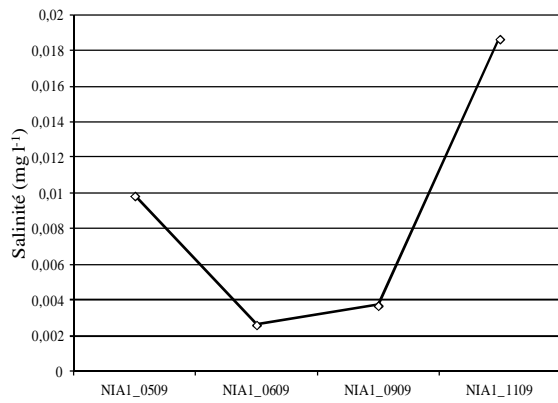
b. pH



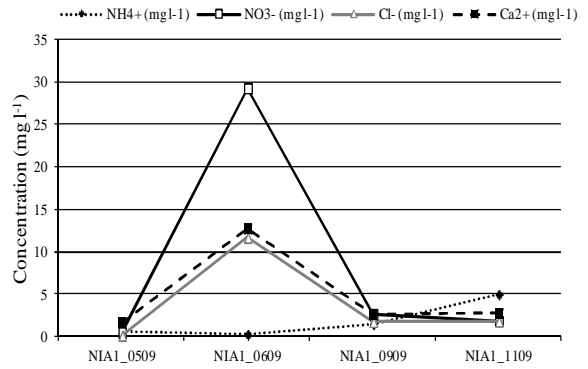
c. oxygène dissous (DO), DBO5



d. turbidité



e. salinité



f. ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+}

Figure 43 : évolution de la température, de la conductivité, du tds, du pH, du DO, de la DBO5, de la salinité, de la turbidité, de la teneur en ions NH_4^+ , NO_3^- , Cl^- , Ca^{2+} au cours des prélèvements saisonniers à Niamey

III.2. Propriétés physico-chimiques comparées des stations

III.2.1. Température

Dans les rivières et lacs peu profonds, la température de l'eau est généralement très peu différente de celle de l'air (Lévêque, 2006). La moyenne des températures relevées varie entre 28,79 et 33,48 °C. Celles relativement basses ont été relevées à Niamey (28,99°C) et à Margou (28,79°C). La température moyenne du fleuve est peu influencée par la température de l'air (le milieu est assez profond), alors que celle des mares dépend uniquement de la saison et de l'heure de l'échantillonnage. Les moyennes de températures concordent parfaitement avec celles des eaux intertropicales, le plus souvent supérieures à 20°C, (Lemoalle, 1981), ce qui favorise les réactions métaboliques, la décomposition bactérienne et la photosynthèse.

III.2.2. pH

Le pH moyen de l'ensemble des stations varie entre 6,57 et 7,95. Il est proche de la neutralité et concorde parfaitement avec le pH de la majorité des eaux de surface.

III.2.3. Conductivité

La conductivité moyenne varie de 74,07 à 265,77 $\mu\text{S cm}^{-1}$.

III.2.4. tds

Le tds varie de 79,51 à 298,96 mg l^{-1} .

III.2.5. Oxygène dissous (DO)

Il provient d'abord de la photosynthèse végétale, mais aussi de la dissolution de l'oxygène atmosphérique. Dans les milieux lotiques, les eaux sont en moyenne assez bien oxygénées (Fig. 44) ; les concentrations varient entre 11,02 et 5,91 mg l^{-1} . Les eaux du fleuve sont les mieux oxygénées en raison du brassage continu, alors que les mares stagnantes de Maïdounka et Boumba ont un DO bas.

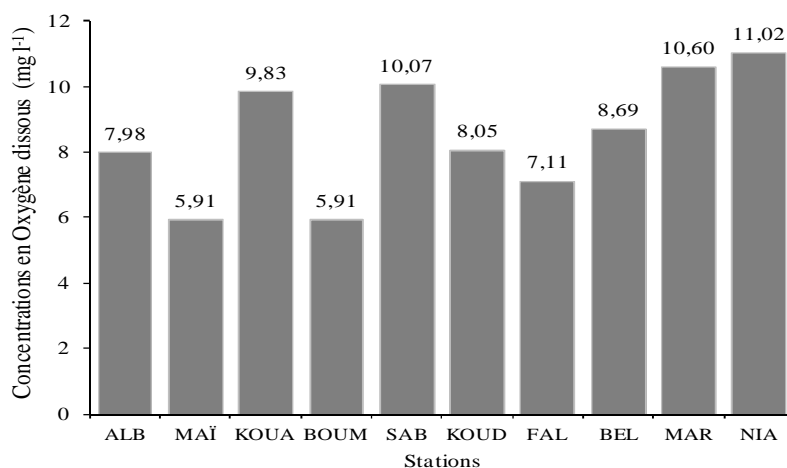


Figure 44 : DO moyens au niveau des principales stations de prélèvement

III.2.6. Demande biologique en oxygène (DBO5)

La DBO5 a une évolution comparable à celle de l'oxygène dissous, (Fig. 45). Elle est proportionnelle à l'oxygène dissous dans le milieu. La DBO5 moyenne est élevée à Niamey (7,59 mg l⁻¹) et ce, proportionnellement aux fortes valeurs de DO ; les faibles valeurs de DBO5 sont celles de Maïdounka et Boumba (2,49 mg l⁻¹).

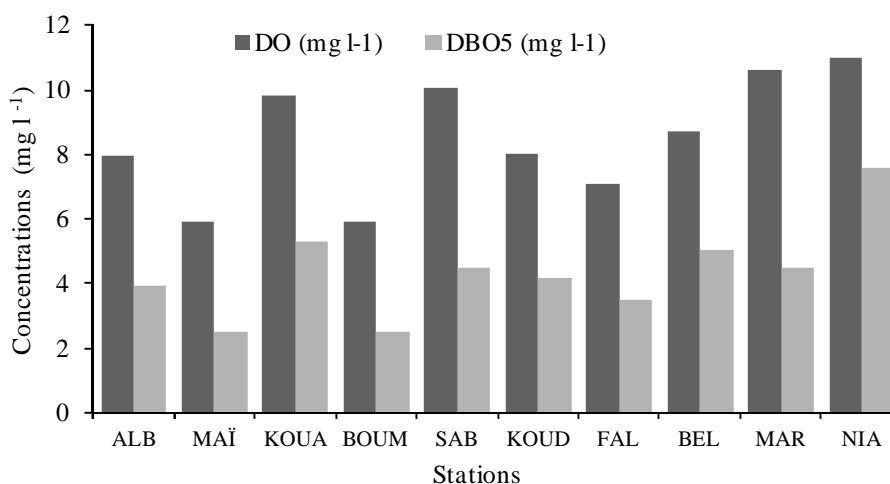


Figure 45 : DBO5 moyennes au niveau des principales stations de prélèvement

III.2.7. Turbidité

Selon les milieux, la turbidité connaît une évolution contrastée. Elle permet de confirmer la répartition des cours d'eau en trois entités : d'une part le Fleuve Niger et les mares du Fleuve, d'autre part les mares du Dallol-Bosso, et enfin la mare en dehors des deux premiers systèmes.

- Au niveau du fleuve et des mares du système du fleuve (Fig. 46), la turbidité croît à partir de mai. Elle atteint son pic en juin, puis décroît progressivement. L'augmentation de la turbidité est liée à la reprise d'activité des principaux affluents du Niger suite au retour des pluies. C'est alors la crue pluviale du fleuve Niger, qui déborde jusque dans les bras morts (mares d'Albarkaïzé et de Kouassi). Ceci explique la similarité de leur turbidité. Toutefois, la turbidité serait un peu plus élevée à Kouassi qu'à Albarkaïzé du fait qu'en période de décrue, une importante concentration en Cyanophyceae et en Chlorophyceae vient s'ajouter au piétinement du bétail lorsqu'il vient s'abreuver.

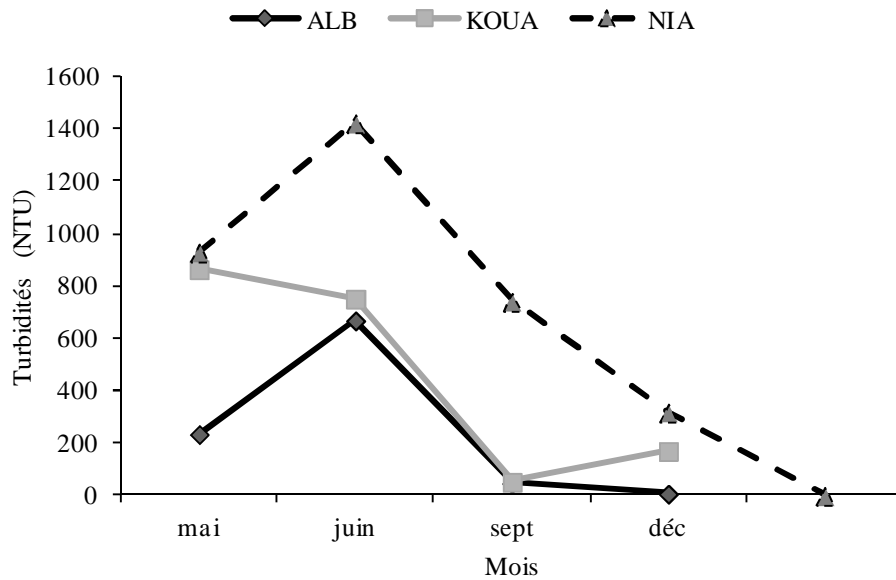


Figure 46 : évolution de la turbidité au niveau du fleuve Niger et des mares du fleuve

- Au niveau des mares du Dallol Bosso (Fig. 47), la turbidité connaît une évolution descendante. Elle est plus élevée en période de basses eaux et faible en période de crue. En effet la recharge des mares du Dallol se fait par remontée capillaire de la nappe phréatique sous-jacente pendant la saison des pluies. Leur remplissage se fait indépendamment des eaux de ruissellement qui transportent des particules en suspension.

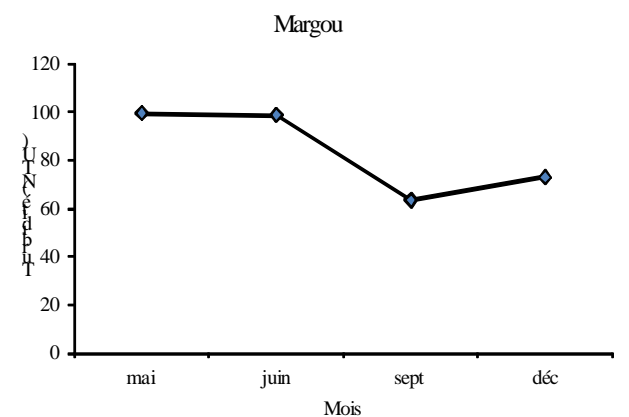
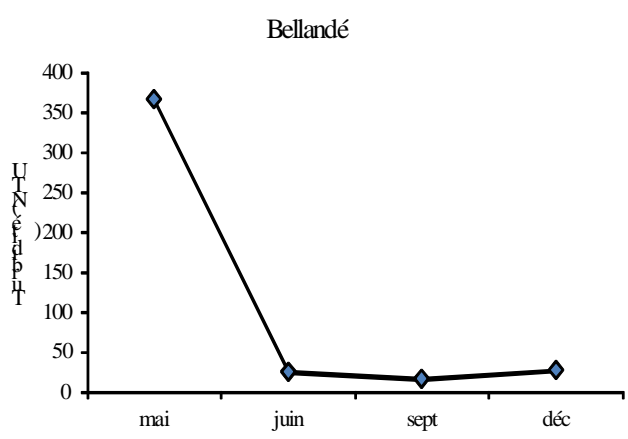
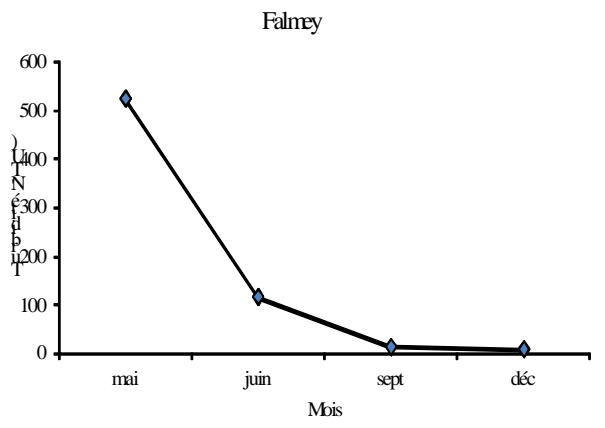
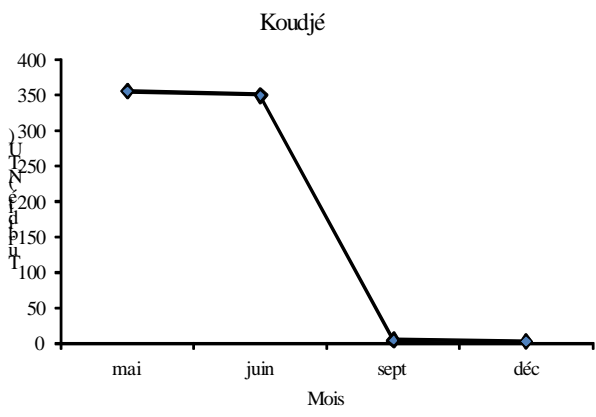
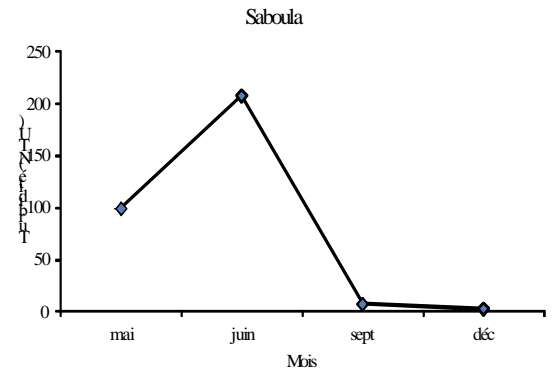
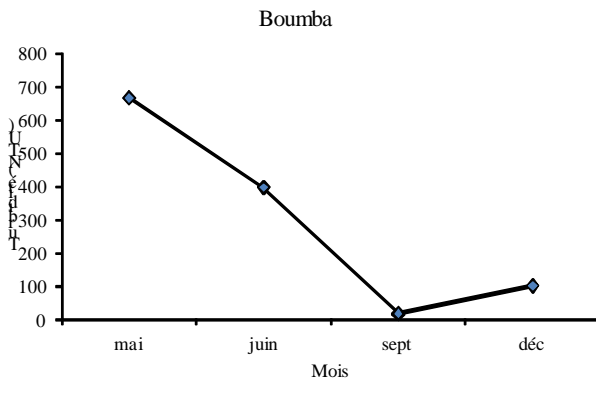


Figure 47 : évolution de la turbidité au niveau des mares du Dallol Bosso

Au niveau de la mare de Maïdounka (Fig. 48), c'est une mare endoréique qui tarit complètement dès la fin de la saison des pluies. Son alimentation tient essentiellement aux eaux de ruissellements qu'elle collecte. Elle est très trouble en période de hautes eaux. La turbidité baisse sensiblement à la fin de la saison des pluies, puis remonte juste avant son tarissement.

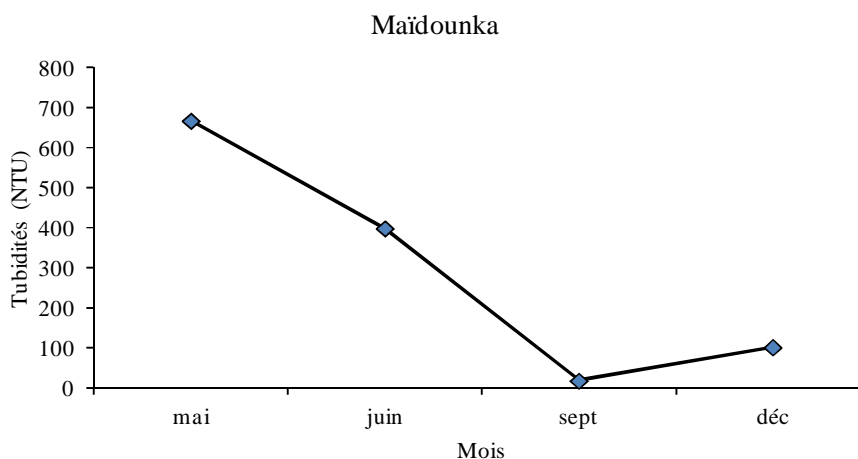


Figure 48 : évolution de la turbidité au niveau de la mare de Maïdounka

III.2.8. Salinité (Fig. 49)

La salinité moyenne de la plupart des cours d'eau de la région varie entre 0,01 et 0,02 mg l⁻¹. Ces valeurs semblent négligeables et correspondent à celles des eaux douces. La salinité moyenne de 0,05 mg l⁻¹ observée à Bellandé correspond à un site d'extraction traditionnelle du natron. Les valeurs moyennes de salinité élevée ont été observées à Saboula (1,93 mg l⁻¹) et à Koudjé (1,14 mg l⁻¹).

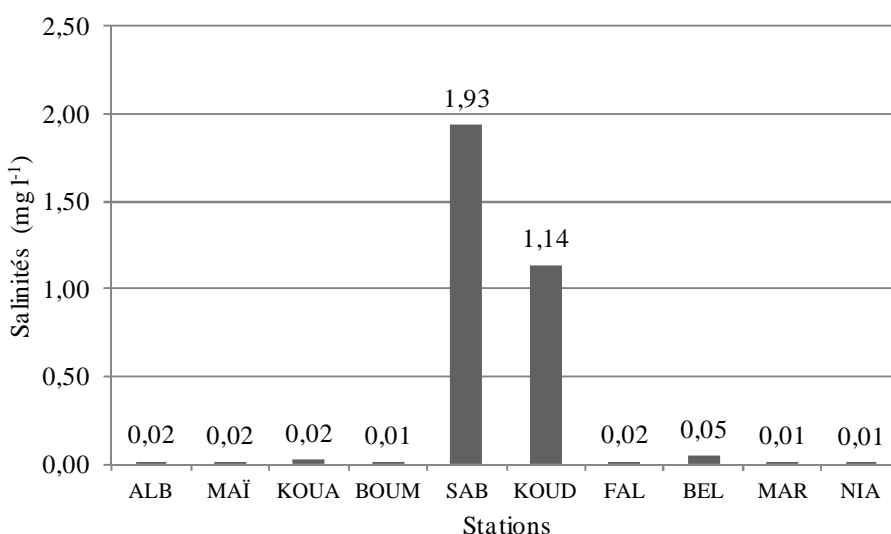


Figure 49 : salinités moyennes au niveau des principales stations de prélèvement

III.2.9. Ions majeurs

III.2.9.1. Ions chlorures (Cl⁻) (Fig. 50)

La teneur en ions chlorures au niveau des différentes stations varie entre 3,62 et 38,76 mg l⁻¹.

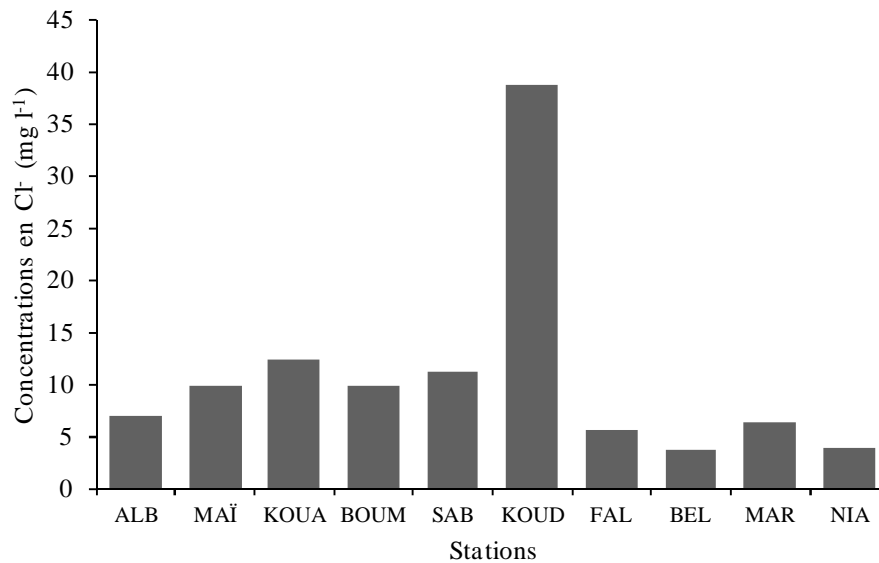


Figure 50 : teneurs moyennes en Cl⁻ au niveau des principales stations de prélèvement

III.2.9.2. Ions calcium (Ca²⁺) (Fig. 51)

La teneur en ions calcium varie entre 4,30 et 18,22 mg l⁻¹.

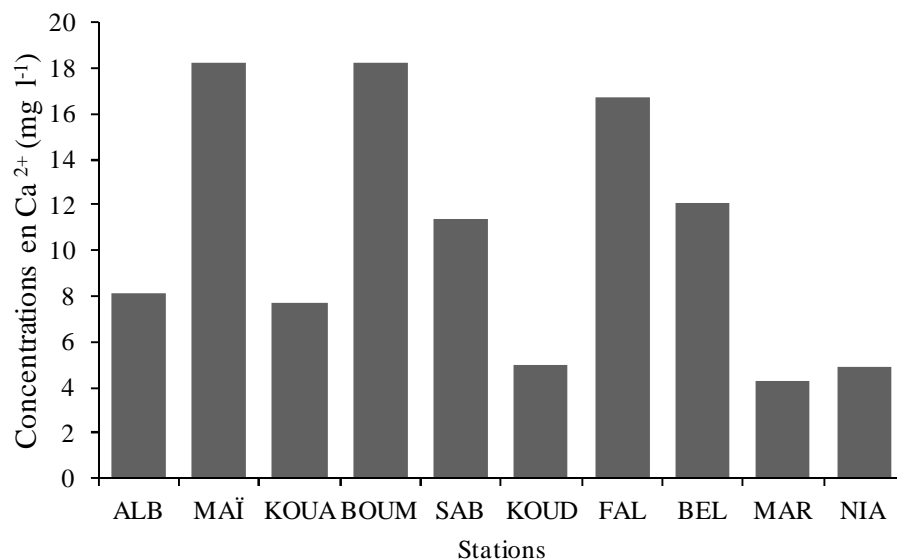


Figure 51 : teneurs moyennes en Ca²⁺ au niveau des principales stations de prélèvement

III.2.9.3. Azote ammoniacal (NH_4^+) (Fig. 52)

La teneur en ions ammonium varie entre 1,83 et 18,85 mg l^{-1} .

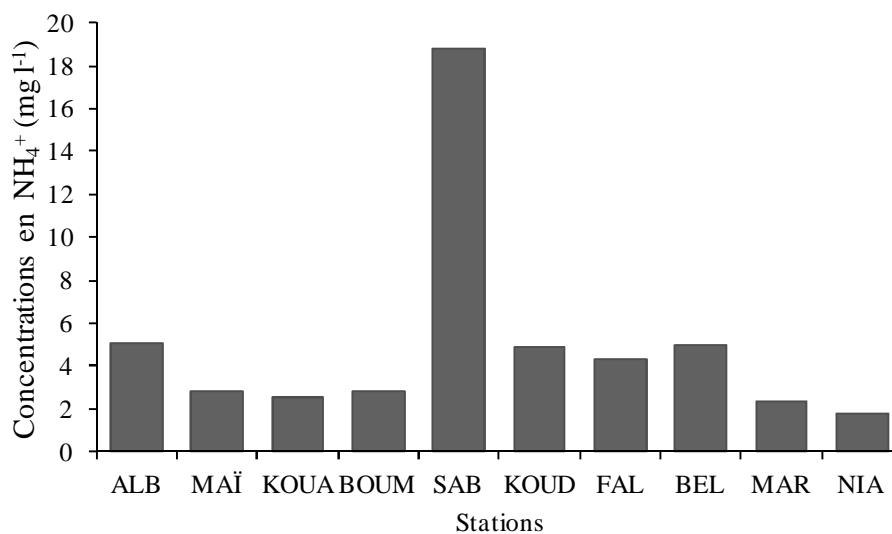


Figure 52 : teneurs moyennes en NH_4^+ au niveau des principales stations de prélèvement

III.2.9.4. Nitrates (NO_3^-) (Fig. 53)

La teneur en ions nitrates varie entre 2,35 et 60,23 mg l^{-1}

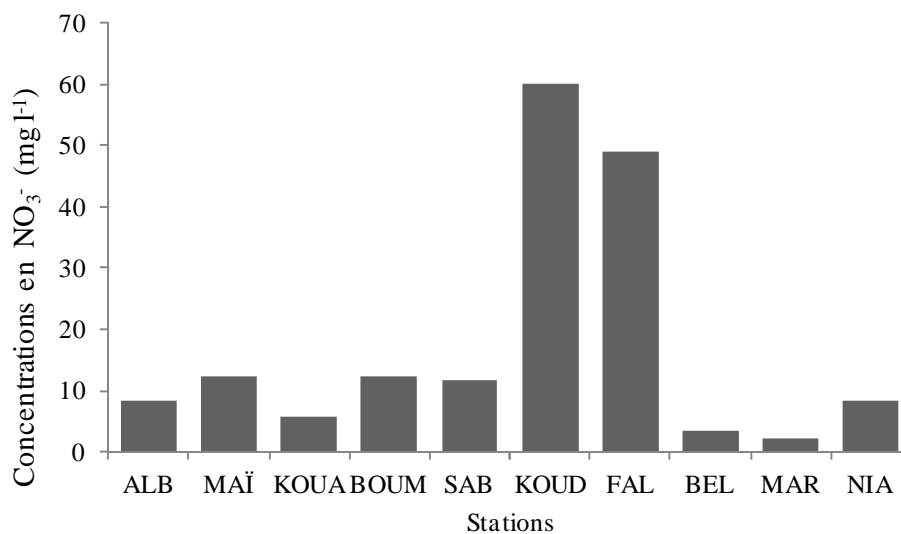


Figure 53 : teneurs moyennes en NO_3^- au niveau des principales stations de prélèvement

III.3. Composition de la population algale des milieux

La distribution et l'occurrence des micro-algues recensées sur l'ensemble des plans d'eau échantillonnés est donnée dans le tableau de distribution (Annexe 2). Celles dont l'occurrence présente une affinité saisonnière (espèces des genres *Bulbochaete*, *Mougeotia*, *Oedogonium*, *Strombomonas* et *Trachelomonas*) ont été notées dans la description taxinomique, en respectant la codification établie dans le Tableau 3.

III.3.1. Description taxinomique des algues recensées

III.3.1.1. Embranchement des Cyanophyta

a. Famille des Chroococcaceae

Aphanocapsa Nägeli

Cellules sphériques, en colonies de formes variées, habituellement sphériques ou cylindriques, entières ou lobées, parfois perforées, dans une gelée homogène, le plus souvent incolore.

Aphanocapsa elachista var. *conferta* W. et G.S. West (Fig. 1)

Cellules sphériques de 1,5-2 μm de diamètre, en colonie dans une gelée homogène et incolore.

Aphanocapsa litoralis Hansgirg (Fig. 2)

Cellules sphériques de 4-6 μm de diamètre, groupées en sous-colonies de 4, 5, 6 cellules, dans une gelée homogène et incolore.

Aphanocapsa sesciacensis Frémy (Fig. 3)

Cellules sphériques de 10-15 μm de diamètre, en agrégat dans une gelée homogène, incolore.

Chroococcus Nägeli

Cellules sphériques, bleu-vert, plus rarement rougeâtres, violettes, jaunes ou orangées, groupées en petites colonies de 2, 4, 8 cellules, rarement davantage. Chaque cellule est entourée d'une gaine gélatineuse homogène stratifiée.

Chroococcus dispersus (Keissler) Lemmermann var. ***dispersus*** (Fig. 4)

Colonies à gaine générale, sphériques, ovoïdes, ou irrégulières, de 4-16 cellules sphériques, de 3-7 μm de diamètre, de couleur bleu-vert, à gaine individuelle, et distantes de 2-8 μm , ou en groupes compacts isolés.

Chroococcus dispersus var. ***minor*** G.M. Smith (Fig. 5)

Colonies sphériques, ovoïdes, de 1,5-2 μm de diamètre, à contenu gris pâle.

Chroococcus giganteus W. West (Fig. 6)

Cellules de 8-10 μm de diamètre, à enveloppe individuelle lamellaire et à contenu granuleux, bleu-vert brillant, généralement sphériques, devenant rarement ovoïdes après division, solitaires ou en colonies de 2 ou rarement 3-4, entourées par une enveloppe gélatineuse lamellaire.

Chroococcus limneticus var. ***elegans*** G.M. Smith (Fig. 7)

Cellules circulaires à semi-circulaires en vue frontale, et légèrement aplaties vues de côté, à contenu cellulaire homogène, d'un bleu-vert brillant, de 10-15 μm de diamètre, en colonie entourée d'une enveloppe sphérique, gélatineuse, hyaline, homogène.

Chroococcus turgidus (Kützing) Nägeli (Fig. 8)

Colonies de 1 à 4 cellules de 8-32 μm de diamètre, entourées d'une gaine hyaline et lamelleuse.

Coelosphaerium Nägeli

Colonie sphérique, creuse flottant librement et formée de cellules globuleuses, à pseudovacuoles gazeuses facultatives, et disposées en une seule couche à la périphérie d'une gelée coloniale homogène et hyaline.

Coelosphaerium kuetzingianum Nägeli (Fig. 9)

Colonie sphérique, à cellules bleu clair ou vertes, sphériques, de 1-7 μm de diamètre.

Gloeothece Nägeli

Cellules ellipsoïdales, légèrement incurvées, pourvues d'une enveloppe gélatineuse ; multiplication, d'abord transversale, puis réorientation dans les trois plans de l'espace.

Gloeothece = *Aphanothece* à cellules ellipsoïdales, légèrement incurvées, pourvues d'une enveloppe gélatineuse.

Deux sections :

- la section *Gloeothece* (*Hyalothece*) à gaine incolore ;
- la section *Chromothece* à gaine colorée en jaune, brun, bleu, violet ou rougeâtre.

Gloeothece rupestris (Lyngbye) Bornet (Fig. 10)

Cellules allongées, de 15-17 μm et 10-16 μm de diamètre, entourées d'une gaine incolore.

Gloeothece samoensis Wille (Fig. 11)

Cellules de 4-5 μm de largeur et 8 μm de longueur, entourées d'une gaine incolore.

Merismopedia Meyen

Colonies tabulaires, monostromatiques, librement flottantes, à cellules globuleuses, ellipsoïdales ou cylindriques disposées dans une gelée homogène, de contenu cellulaire généralement homogène, rarement pourvu de pseudovacuoles ; cellules à couleur variable à la lumière, du gris au bleu-vert, rarement rose ou violette.

Merismopedia glauca (Ehrenberg) Nägeli (Fig. 12)

Colonies de moins de 64 cellules en général, compactes et régulièrement rangées, sphériques à ellipsoïdales, souvent hémisphériques après division, à contenu cellulaire homogène, de couleur bleu-vert, et de 3-6 μm de diamètre.

Merismopedia punctata Meyen (Fig. 13)

Petites colonies de cellules sphériques à largement ovoïdes ou hémisphériques, de 2,3-3 μm , rarement 3,5 μm de diamètre, à contenu homogène, gris à bleu-vert, distantes, et disposées en séries linéaires.

Microcystis Kützing

Cellules sphériques ou cylindriques, parfois discoïdes, entièrement lobées, parfois perforées, irrégulièrement disposées ou parfois densément agglomérées dans gelée homogène habituellement incolore.

***Microcystis aeruginosa* Kützing var. *aeruginosa* (Fig. 14)**

Colonies sphériques à subsphériques à maturité, à enveloppe coloniale homogène et hyaline, à cellules également sphériques, de 4-7 µm de diamètre.

***Microcystis aeruginosa* var. *major* G.M. Smith (Fig. 15)**

Colonies de forme irrégulière, sans marges bien nettes, à cellules sphériques et pourvues de pseudovacuoles gazeuses, de 3-9 µm de diamètre.

***Microcystis reinboldii* (Richter) Forti (Fig. 16)**

Colonies de forme irrégulière, de 30-40 µm de diamètre, à cellules sphériques à ellipsoïdales, de 1-2 µm de diamètre, séparées par des espaces inter-cellulaires.

***Woronichinia* Elenkin**

Colonies de cellules oblongues, à arrangement radiaire et linéaire dans une gelée ; une dizaine d'espèces essentiellement dulçaquicoles actuellement connues (Tikkanen et Willén, 1992).

***Woronichinia compacta* (Lemmermann) Komárek et Hindák (Fig. 17)**

Colonies sphériques, à cellules allongées et très serrées, de 4-6 x 1,5-3,5 µm.

b. Famille des Clastidiaceae

***Cyanocystis* Borzi**

Cellules solitaires ou groupées en paquets, globuleuses ou piriformes, fixées au substrat par le pôle étroit.

***Cyanocystis olivacea* (Reinsch) Komárek et Anagnostidis (Fig. 18)**

Cellules de 12 x 15 µm, solitaires, aplaties ou hémisphériques, hétéropolaires, légèrement ou nettement allongées, largement ellipsoïdales, obovoïdes, en forme de massue ou en forme de poire, rarement presque sphériques ou hémisphériques, attachées au substrat (Komárek et Anagnostidis, 1998).

c. Famille des Rivulariaceae

***Calothrix* Agardh**

Filaments solitaires, souvent réunis en coussinets ou en touffes dressées, épaissis à leur base, effilés au sommet en poils articulés plus ou moins allongés, à gaine, épaisse, toujours visible, plus ou moins lamelleuse, incolore ou colorée, et à hétérocyte basal.

Calothrix braunii Bornet (Fig. 19)

Trichome effilé vers l'extrémité distale, avec de nombreuses constriction au niveau des parois ; cellules basales plus larges que longues, de 2,2-4,8 x 5-10 μm ; cellules de l'extrémité distale plus effilées, de 2,5 x 8 μm ; hétérocyte basal, également plus large que long, de 5-6 x 4-4,5 μm .

Gloeotrichia J. Agardh ex Bornet et Flahault

Trichomes à hétérocytes basaux et à akinètes, terminés en poils hyalins articulés, présentant exclusivement des fausses ramifications ; souvent en thalles gélatineux sphériques ou subsphériques, confluent, sont souvent en masses irrégulières ; filaments trichomiens radiaux, pourvus de gaines bien individualisées.

Gloeotrichia echinulata (J.E. Smith) Richter (Fig. 20)

Trichomes de 6-8 μm de diamètre, à cellules basales plus larges que longues, à cellules terminales plus effilées, à hétérocyte basal de 10-12 μm , et akinète cylindrique, légèrement courbe, de 23-25 x 5-7 μm .

Gloeotrichia natans Rabenhorst ex Bornet et Flahault (Fig. 21)

Trichomes libres de 7,2-8 μm de large, à cellules végétatives plus larges que longues, à hétérocyte basal, plus ou moins sphérique, de 4,8-12 μm de diamètre, et akinète cylindrique, droit ou courbe, avec 36 μm de largeur.

Gloeotrichia sp. (Fig. 22)

Trichomes à cellules allongées, de 10-20 x 3-8 μm , à hétérocyte basal, de 10 x 12 μm , et akinète cylindrique, droit ou légèrement courbe, de 24-36 x 8-9 μm .

d. Famille des Nostocaceae

Anabaena Bory de St. Vincent

Trichomes libres (mobiles ou immobiles), sans gaine ou entourés d'une gelée plus ou moins diffluente groupant un faisceau de trichomes, unisériés, simples, réguliers, d'égale épaisseur, avec parfois une cellule apicale amincie ou conique, à cellules végétatives sphériques, ovoïdes ou cylindriques, hétérocytes intercalaires ou terminaux, plus ou moins nombreux, et akinètes en positions variables.

Anabaena affinis Lemmermann (Fig. 23)

Trichome unisérié simple, à cellules végétatives de 6-8 µm de diamètre, à hétérocyte de 8 x 8 µm, et akinètes de 10 x 16 µm.

Anabaena inaequalis (Kützing) Bornet et Flahault (Fig. 24)

Thalles filamenteux en colonies solitaires ou groupées en amas macroscopiques enchevêtrés, rarement plus ou moins parallèles sur un substrat, à cellules végétatives de 4-9 µm de diamètre, hétérocyte de 11 x 8 µm, et akinètes non visibles.

Anabaena iyengari Bharadwaj (Fig. 25)

Trichomes droits ou irrégulièrement courbes, de 4-4.5 µm de largeur, à cellule apicale conique, hétérocytes intercalaires de 9,6-12 x 6,4-8 µm, et akinètes ellipsoïdaux de 16 x 28 µm.

Anabaena solitaria var. *solitaria* fo. *smithii* Komárek (Fig. 26)

Trichomes droits à cellules végétatives de 14-16 x 20-24 µm, à cellule terminale conique, hétérocytes sphériques de 12-14 µm de diamètre, et akinète cylindrique de 18 x 26 µm.

Anabaena sphaerica Bornet et Flahault (Fig. 27)

Trichomes à cellules végétatives de 5-7 µm de diamètre, hétérocytes subsphériques de 7 x 8 µm, akinètes de 8 x 13 µm, et cellule terminale conique de 4 x 5 µm.

Anabaena spiroides var. *crassa* Lemmermann (Fig. 28)

Trichome simple, hélicoïdal, à paroi lisse, avec des cellules pour la plupart sphériques et plus larges que longues, de 5-12 x 11-15 µm, à hétérocytes sphériques de 6,5-8 µm de diamètre, et akinètes droits ou courbes de 13-33 x 13-15 µm.

Nodularia Mertens

Filaments solitaires ou en groupes, isopolaires et non ramifiés, ressemblant fortement à *Anabaena*, mais avec des cellules végétatives en forme de disque.

Nodularia spumigena var. *litorea* (Thuret) Bornet et Flahault (Fig. 29)

Trichomes de 10-15 µm de diamètre, en groupes, isopolaires et non ramifiés.

Nostoc Vaucher ex Bornet et Flahault

Thalles gélatineux, sphériques, boursoufflés, laciniés ou de forme indéfinie, à nombreux trichomes flexueux enchevêtrés, parfois à gaine, surtout à la périphérie du thalle ; hétérocytes intercalaires, et akinètes en séries.

Nostoc kihlmani Lemmermann (Fig. 30 a et b)

Colonies flottantes, blanches dans l'eau, sphériques ou ellipsoïdales, closes, de 100 μm de diamètre, à cellules sphériques, de 4-7 μm de largeur, avec des vacuoles gazeuses, et hétérocytes presque sphériques, de 6-8 μm de diamètre.

Nostoc piscinale Bornet et Flahault (Fig. 31)

Trichomes larges de 3-4 μm , à hétérocytes subsphériques à oblongs, de 4,5-6 μm de diamètre, et akinètes sphériques ou subsphériques, de 6-8 μm de diamètre.

e. Famille des Oscillatoriaceae

Lyngbya C.A. Agardh

Trichomes droits, immobiles, spiralés ou irrégulièrement contournés, simples, entourés d'une gaine ferme ou diffluente incolore, à cellules discoïdes plus courtes que larges.

Lyngbya birgei Smith (Fig. 32)

Filaments librement flottants, solitaires, droits ou légèrement fléchis, jamais en masses floconneuses, à gaine parfois épaisse, hyaline, sans constrictions pariétales et non atténués à l'apex, à cellules disciformes, de 2-3 μm de longueur, 17-19 μm de largeur, à gaine de 1 μm d'épaisseur et à contenu non homogène, de couleur grise à vert-olive, généralement avec des pseudovacuoles ; cellule terminale arrondie, à l'extrémité distale non capitée.

Lyngbya mollis (Gomont) Compère (Fig. 33)

Trichome bleu-vert, à gaine ample, non atténué vers l'apex, constricté, sans granules alignés aux parois transversales, à cellules doléiformes, de 5-8 μm de largeur, 3-9 μm de longueur ; cellule apicale conique.

Lyngbya muralis Kützing (Fig. 34)

Filaments verts de 8-9 μm de diamètre, légèrement raides, flexueux, un peu épais, à cellules discoïdes, cylindriques, plus larges que longues, de 5-7 x 8-9 μm .

Lyngbya putealis Gomont (Fig. 35)

Filaments de 8-15 µm de diamètre, à gaine mince, hyaline ; trichomes, de 7-13 µm de diamètre, rétrécis aux articulations ; articles carrés plus larges que longs, de 3 x 10 µm.

Oscillatoria Vaucher

Trichomes droits, atténués vers l'extrémité, à mouvements oscillatoires spontanés, solitaires ou en masses flocculentes, non ramifiés, cylindriques, dépourvus normalement de gaine, à cellules cylindriques, disciformes, à contenu granuleux, homogène, de coloration variable, et pseudovacuoles rares.

Oscillatoria bornetii (Zukal) Geitler (Fig. 36)

Trichomes solitaires à extrémité aplatie, dépourvus de gaine, de 12-16 µm de diamètre, à cellules vert pâle ou le plus souvent incolores, plus larges que longues, de 4-10 x 12-16 µm.

Oscillatoria princeps Vaucher var. ***princeps*** (Fig. 37)

Trichomes solitaires, de 30-36 µm de diamètre, à cellules aplaties, plus larges que longues, de 4-6 x 30-36 µm.

Oscillatoria princeps var. ***pseudo-limosa*** Ghose (Fig. 38)

Trichomes solitaires, de 31-35 µm de diamètre, à cellules aplaties, plus larges que longues, de 1-4 x 31-35 µm.

Oscillatoria tenuis C.A. Agardh var. ***tenuis*** (Fig. 39)

Trichomes de 10-12 µm de diamètre, solitaires ou en masses floconneuses, bleu-vert, droits, légèrement rétrécis au niveau des articulations, à cellules longues de 3-7 µm, larges de 10-12 µm ; cellule terminale à extrémité arrondie.

Oscillatoria tenuis var. ***tergestina*** (Kützing) Rabenhorst (Fig. 40)

Trichomes de 9-10 µm de diamètre, plus étroits que ceux de l'espèce-type, à cellules de 5-8 µm de longueur sur 9-10 µm de largeur.

Spirulina Turpin

Trichomes, sans cloisons visibles, allongés et cylindriques, aux extrémités arrondies, de 8-10 µm de diamètre, sans gaines, régulièrement spiralés, à contenu cellulaire homogène

ou granuleux, bleu-vert ; multiplication végétative par division perpendiculaire à l'axe de la cellule.

Spirulina nordstedtii Gomont (Fig. 41)

Trichomes bleu-vert, spiralés de 150-164 μm de longueur, à spires de large amplitude de 24-28 μm de diamètre, le diamètre du trichome étant de 2 μm .

Spirulina princeps W. et G.S. West (Fig. 42)

Trichomes filamenteux à spires très serrées les unes contre les autres, de 5-7 μm de diamètre.

Spirulina subsalsa Oersted ex Gomont (Fig. 43)

Trichomes bleu-vert, spiralés, de 67 μm de longueur et 5 μm de diamètre, à spires contiguës.

f. Famille des Phormidiaceae

Planktothrix Anagnostidis et Komárek

Trichomes filamenteux libres ou groupés en colonies, à cellules courtes et très larges, arrondies et légèrement effilées aux extrémités ; genre fréquent dans les milieux eutrophes et mésotrophes.

Planktothrix agardhii (Gomont) Anagnostidis et Komárek (Fig. 44)

Trichomes à cellules cylindriques courtes, de 10-12 μm de diamètre sur 4-5 μm de longueur, avec de nombreuses vacuoles gazeuses.

g. Famille des Scytonemataceae

Scytonema Agardh ex Bornet et Flahault

Thalles à filaments enchevêtrés, formant des sortes de faisceaux agglutinés, cylindriques ou toruleux, unisériés, ramifiés ou fausses ramifications simples ou géminées, à gaine plus ou moins épaisse, homogène ou stratifiée, à hétérocytes intercalaires.

Scytonema sp. (Fig. 45)

Trichomes de 20 μm de diamètre, à cellules plus larges que longues, de 6-8 x 12-16 μm .

h. Famille des Pseudanabaenaceae

Planktolyngbya Anagnostidis et Komárek

Trichomes étroits, isolés, non ramifiés, droits ou en spirale, entourés par une gelée solide et visible.

Planktolyngbya contorta (Lemmermann) Anagnostidis et Komárek (Fig. 46)

Trichomes isolés, régulièrement tordus, de 1-2,5 μm de diamètre, entourés d'une gelée incolore, à cellules longues de 1-1,5 μm et larges de 3-5 μm .

III.3.1.2. Embranchement des Heterokontophyta

a. Famille des Derepyxidaceae

Pseudodendromonas Bourrelly

Cellules à disposition corymbiforme, à l'extrémité d'arbuscule fixé, à ramifications dichotomiques incolores, piriformes, à apex plat ou déprimé et à 2 flagelles subégaux, homodynames, à insertion un peu latérale ; deux vésicules contractiles et un parabasal.

Pseudodendromonas vlkii (Vlk) Bourrelly (Fig. 47)

Cellules biflagellées, incolores, piriformes, de 18-22 x 10-12 μm , à l'extrémité des tiges dichotomiques, disposées sur un même plan perpendiculaire à la tige.

Rhipidodendron Stein

Cellules incolores, nues, à deux flagelles égaux ou subégaux, sous forme de vésicules contractiles, portées à l'extrémité de tubes creux de couleur brune, gélatineux mais fermes, accolés par leurs flancs, peu nombreux à la base de la colonie, mais donnant un thalle microscopique étalé en éventail plus ou moins lobé ou digité dichotomiquement vers l'apex.

Rhipidodendron huxleyi Kent (Fig. 48)

Cellules de 5-12 x 2-3 μm , incolores, nues, à deux flagelles égaux ou subégaux, situées à l'extrémité de tubes accolés, creux et bruns.

b. Famille des Pleurochloridaceae

Goniochloris Geitler

Cellules de petite taille, en forme de coussinets polygonaux, ou régulières, solitaires, libres, pourvues d'une paroi ferme à scrobiculations régulièrement ordonnées, à angles souvent ornés d'épines courtes et plastes pariétaux discoïdes.

Goniochloris contorta (Bourrelly) Ettl (Fig. 49)

Cellules polygonales, à 3 côtés, de 34-37 μm de côté, à paroi ornée de courtes épines, et à plastes pariétaux discoïdes.

Goniochloris fallax Fott (Fig. 50)

Cellules polygonales, à 3 côtés, de 20-28 μm de côté, à paroi lisse, et à plastes pariétaux discoïdes.

Pseudostaurastrum Chodat

Cellules tétraédriques ou en coussinets quadrangulaires, à angles terminés en épines bifurquées ou prolongées en bras simples ou fourchus, à paroi lisse, côtés plus ou moins concaves ; plastes nombreux, en disques pariétaux, sans pyrénocèle.

Pseudostaurastrum lobulatum (Pascher) Fott (Fig. 51)

Cellules de 60-65 μm de diamètre, à bras fourchus prolongés par des épines bifurquées.

Pseudostaurastrum smithii (Bourrelly) Fott (Fig. 52)

Cellules triangulaires, de 30-35 μm de côté, à bras souvent légèrement courbes, effilés en une pointe aiguë ayant une extension en forme de mamelon ; paroi mince à relativement épaisse, avec une ornementation pratiquement invisible ; 6 chloroplastes généralement en forme de disque ; gouttelettes lipidiques concentrées autour du noyau.

Tetraedriella Pascher

Cellules libres, solitaires tétraédriques, à angles souvent arrondis prolongés par une épine courte, à paroi ferme creusée de scrobiculations disposées régulièrement ; plastes nombreux et pariétaux.

Tetraedriella spinigera Skuja (Fig. 53 a et b)

Cellules libres, tétraogonales, de 23-32 μm de côté, chaque côté, prolongé par une épine courte.

***Tetraplektron* Fott**

Cellules solitaires, libres, immobiles, de 20-50 x 20-26 μm , régulièrement tétraédriques, à angles plus ou moins développés dans les bras d'égale longueur (20-26 μm) ; paroi cellulaire lisse, épaissie parfois aux extrémités des bras ; chloroplastes pariétaux, nombreux, discoïdes, irréguliers ou en forme de ruban, en position centrale dans la cellule, laissant ainsi les bras souvent pâles et généralement sans chloroplastes ; pyrénoides absents ; produits de réserve composés de gouttelettes lipidiques.

***Tetraplektron acutum* (Pascher) Fott (Fig. 54)**

Cellules solitaires, libres, de 20-50 μm de longueur et 20-26 μm de largeur, régulièrement tétraédriques, à angles plus ou moins développés en des bras plus ou moins égaux de 20-26 μm de longueur.

***Tetraplektron torsum* (Skuja) Dedusenko-Ščegoleva (Fig. 55 a et b)**

Cellules aplaties tétraédriques, de 48-50 x 48-50 μm , à paroi lisse ; bras épaissis et terminés par des pointes acérées.

c. Famille des Sciadiaceae

***Ophiocytium* Nägeli**

Cellules solitaires ou coloniales, libres ou fixées, de 9-2500 μm de longueur et 2-27 μm de largeur, en colonies dendroïdes ; cellules cylindriques, allongées, droites, spiralées, sigmoïdes ou semi-circulaires, parfois dilatées et avec des extrémités arrondies, munies ou non d'aiguillons (de 3-15 μm de longueur) ou de pédicelles (de 3-35 μm de longueur) ; pédicelle généralement terminé par un disque brunâtre rattachant l'organisme au substratum ; paroi mince ou épaisse, rigide et parfois brune.

***Ophiocytium capitatum* Wolle (Fig. 56)**

Cellules cylindriques, recourbées en spirale, de 50-300 μm de longueur sur 5-10 μm de diamètre ; apex légèrement dilaté et terminé par un aiguillon.

d. Famille des Diatomaceae

***Asterionella* Hassall**

Valves symétriques suivant l'axe apical, et asymétriques suivant l'axe transapical, linéaires-lancéolées, à extrémités capitées ; cellules vivantes en colonies stellaires caractéristiques.

Asterionella formosa Hassall (Fig. 57 a et b)

Cellules longues de 30-160 μm et larges de 1,3-6 μm , aux extrémités capitées.

Diatoma Bory de St Vincent

Cellules en colonies, contiguës, rubanées, ou unies par un angle du frustule, en zigzag ; cellules elliptiques en vue valvaire, lancéolées, légèrement allongées aux extrémités, à côtes internes saillantes, perpendiculaires à l'axe, de même direction que les stries et coupant le pseudoraphé, rectangulaires en vue connective montrant des ceintures secondaires et des côtes plus épaisses que les stries.

Diatoma tenuis C.A. Agardh (Fig. 58)

Valves linéaires, de 94-104 x 5-7 μm , aux extrémités capitées, avec 45-60 stries en 10 μm ; colonie en zig-zag.

Fragilaria Lyngbye

Cellules isopolaires, réunies par leurs valves en colonies rubanées, dépourvues de cloison, de crête interne et de ceinture secondaire en vue connective, plus souvent fusiformes ou naviculoïdes en vue valvaire, plus rarement, à contour ondulé ou losangique, parfois même tripolaire ; valves à pseudoraphé et stries fines souvent interrompues au milieu de la valve, laissant voir une aire médiane lisse, parfois unilatérale.

Fragilaria delicatissima var. *angustissima* Grunow (Fig. 59)

Valves allongées très étroites et s'amincissant graduellement vers les extrémités, de 334 μm de longueur sur 10 μm de largeur, avec un apex de 2 μm .

Fragilaria ulna Lange-Bertalot (Fig. 60)

Cellules longues, de 50-350 x 5-9 μm , étroites, en colonie étoilée, à extrémités uniformément épaisses et légèrement évasées.

e. Famille des Eunotiaceae

Anomoeoneis Pfitzer

Valves lancéolées à elliptiques, à apex largement arrondis à capités ; zone centrale symétrique ou asymétrique, s'étendant unilatéralement, et zones hyalines des deux côtés de la zone axiale.

Anomoeoneis sphaerophora (Ehrenberg) Pfitzer var. *sphaerophora* fo. *sphaerophora* (Fig. 61)

Valves lancéolées, de 54 μm de longueur sur 15 μm , de largeur, courtement rostrées, à extrémités plus larges ; 10-18 stries en 10 μm .

Anomoeoneis sphaerophora var. *sphaerophora* fo. *sculpta* (Ehrenberg) Krammer (Fig. 62)

Valves lancéolées, de 108-122 μm de longueur sur 30 μm de largeur, longuement rostrées et atténuées aux extrémités ; 10-17 stries en 10 μm .

Eunotia Ehrenberg

Cellules solitaires, libres ou fixées, ou groupées en colonies rubanées ou en ligne brisée ; nodule apical interne et raphé présents en vue connective ; apex arrondis, à marge ventrale droite ou concave, rarement convexe, à marge dorsale convexe parfois ondulée, à aspect de croissant ou de banane en vue valvaire.

Eunotia didyma Grunow (Fig. 63)

Cellules de 22-30 μm de largeur sur 82 μm de longueur, robustes, de forme trapézoïdale, étranglées au milieu, aiguës ou subaiguës aux extrémités ; 7-11 stries ponctuées en 10 μm .

Eunotia formica var. *elongata* Grunow (Fig. 64)

Cellules allongées, de 18-22 μm de largeur sur 144 μm longueur, à étranglement médian ; 3 ondulations marginales (dorsale et ventrale) ; 10-12 stries en 10 μm .

Eunotia garusica Cholnoky (Fig. 65)

Cellules de 10 μm de largeur sur 33 μm de longueur, trapézoïdales, avec 3-4 ondulations marginales (dorsales) et une ondulation marginale (ventrale) ; 9-12 stries en 10 μm .

Eunotia guyanensis (Ehrenberg) De Toni (Fig. 66)

Cellules allongées et légèrement arquées en vue valvaire, de 7-10 μm de largeur sur 100-116 μm de longueur.

Eunotia pectinalis (Dyllwyn) Rabenhorst (Fig. 67)

Cellules allongées, légèrement arquées, à marges sensiblement parallèles, légèrement concaves à la marge ventrale, convexes à la marge dorsale, de 10-16 µm de largeur sur 182 µm longueur.

f. Famille des Naviculaceae

Frustulia Rabenhorst

Proche du genre *Amphipleura*, mais à nodule central plus court, côtes médianes allongées et encadrant le raphé. Valves à contour souvent losangique très étiré et à apex parfois capités ; stries ou chapelets de fines ponctuations perpendiculaires.

Frustulia rhomboides (Ehrenberg) De Toni (Fig. 68)

Valves rhombiques-lancéolés à lancéolées, de 206-208 x 40-45 µm, plus grandes que celles de l'espèce-type (40-70 x 12-20 µm) ; 36 stries transapicales en 10 µm et 40 stries longitudinales en 10 µm.

Gomphonema Ehrenberg

Genre de *Navicula* hétéropolaire, fixé au substrat à l'aide d'un style gélatineux simple ou ramifié, cunéiforme en vue connective, à base étroite, et pôle apical élargi ; absence de cloison et de ceinture secondaire ; raphé médian rectiligne en vue valvaire ; stries fines et ponctuées ; aire centrale parfois légèrement asymétrique et ornée d'un ou de plusieurs pores isolés (stigmas) ; généralement un seul plaste par cellule.

Gomphonema africanum G.S. West (Fig. 69)

Valves asymétriques, cunéiformes, de 81 µm de longueur sur 15-16 µm de largeur ; 8-12 stries en 10 µm.

Gomphonema angustatum var. *intermedium* Grunow (Fig. 70)

Valves asymétriques suivant l'axe transapical (hétéropolaires), symétriques suivant l'axe apical, de 28 x 8-10 µm ; 9-14 stries en 10 µm.

Gomphonema augur var. *terris* (Ehrenberg) Lange-Bertalot (Fig. 71)

Valves, le plus souvent asymétriques suivant l'axe transapical (hétéropolaires), symétriques suivant l'axe apical, de 90-92 x 10-12 µm.

Gomphonema constrictum* var. *capitata (Ehrenberg) Van Heurck (Fig. 72)

Valves, de 28-30 x 8-12 μm , hétéropolaires, fixées au substrat à l'aide d'un style gélatineux ramifié.

Gomphonema gracile Ehrenberg var. *gracile* (Fig. 73)

Valves, de 73 x 13 μm , légèrement asymétriques suivant l'axe transapical (hétéropolaires), symétriques suivant l'axe apical.

Gomphonema gracile* var. *lanceolatum (Kützing) Cleve (Fig. 74)

Valves de 58 x 12 μm , légèrement asymétriques suivant l'axe transapical, symétriques suivant l'axe apical.

Gomphonema parvulum* var. *lagenula (Kützing) Ehrenberg (Fig. 75)

Valves, souvent largement lancéolées, de 28-30 x 9-10 μm , asymétriques suivant l'axe transapical, symétriques suivant l'axe apical.

***Gomphonema* sp.** (Fig. 76)

Valves, de 100 x 17 μm , asymétriques suivant l'axe transapical, symétriques suivant l'axe apical, à raphé médian, rectiligne ; 10-12 stries en 10 μm .

Gyrosigma Hassall

Cellules en lancettes, recourbées en S, en vue valvaire, graduellement atténués à l'apex ; raphé simple et axial ; valves elliptiques allongées en vue connective, sans cloison ni ceinture intercalaire, nodules polaires et centraux présents ; face valvaire ornée d'une première série de stries perpendiculaires au raphé, puis d'une deuxième série de stries parallèles au raphé ; présence de pores ordonnés suivant deux axes perpendiculaires.

Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst (Fig. 77)

Valves linéaires-lancéolées au centre, de 100 x 15 μm , à apex arrondis et déviés de manière sigmoïde.

Gyrosigma sciotense (Sullivan et Wormley) Cleve (Fig. 78)

Valves, de 102 x 18 μm , linéaires au centre, à apex légèrement déviés de manière sigmoïde.

***Gyrosigma* sp.1 (Fig. 79)**

Valves sigmoïdes, de 110 x 16 µm, aux aréoles disposées selon deux systèmes de stries perpendiculaires ; présence de deux nodules entre les pôles et le nodule médian.

***Gyrosigma* sp. 2 (Fig. 80)**

Valves de 80 x 15 µm, aréoles disposées selon deux systèmes de stries perpendiculaires ; présence de 2 nodules polaires, d'un nodule médian, et de 2 nodules entre les 2 premiers nodules.

***Navicula* Bory De St. Vincent**

Valves lancéolées, régulières, rarement elliptiques ou à marge ondulée, à apex arrondis, pointus ou capités ; raphé médian simple, avec des nodules bien marqués (présence rare d'un stauros) ; stries fines ponctuées ou en traits continus ; aire centrale et axiale doublées d'une aire latérale lisse donnant à l'ensemble un aspect de H.

***Navicula hasta* Pantocsek (Fig. 81)**

Valves de 60-90 µm de longueur sur 15-19 µm de largeur, strictement lancéolées, aux extrémités obtuses, le plus souvent arrondies.

***Navicula mereschkowskii* O. Müller (Fig. 82)**

Valves de 12 µm de longueur sur 8 µm de largeur, courtement lancéolées, aux extrémités obtuses le plus souvent arrondies.

***Navicula perrottetii* (Grunow) Cleve (Fig. 83)**

Valves de 110-113 µm de longueur sur 24-26 µm de largeur, strictement lancéolées, aux extrémités le plus souvent arrondies ; 15 stries en 10 µm.

***Navicula ruttneri* var. *rostrata* Hustedt (Fig. 84)**

Valves à extrémités rostrées, de 90-92 µm de longueur sur 10-12 µm de largeur.

***Neidium* Pfitzer**

Valves elliptiques ou lancéolées à pôles arrondis, plus rarement capités ; deux branches du raphé terminées en crochets opposés, enfoncés en biais dans le nodule central, et souvent bifurquées aux extrémités polaires de la valve ; stries perpendiculaires au raphé ou plus rarement obliques, ponctuées ou tiretées, croisées vers la marge par des lignes

longitudinales parallèles aux bords du frustule ; aire axiale étroite tandis que l'aire centrale est souvent petite, arrondie ou quadrangulaire, et plus rarement élargie en stauros ; présence d'un plaste lobé avec un pyrénocèle.

Neidium affine (Ehrenberg) Pfitzer (Fig. 85)

Valves elliptiques ou lancéolées à pôles arrondis, plus rarement capités, de 65 µm de longueur sur 16-17 µm de largeur ; deux branches du raphé terminées en crochets opposés dans la partie centrale, s'enfonçant dans le nodule.

Pinnularia Ehrenberg

Cellules elliptiques allongées ou lancéolées, solitaires, ou plus rarement en colonies rubanées, arrondies ou capitées aux pôles, à marges latérales convexes, ondulées ou droites et parallèles ; raphé médian sinueux ; bords de la valve parcourus par 2 lignes parallèles correspondant aux marges de l'ouverture interne des chambres latérales ; aire axiale souvent étendue ; aire médiane s'élargissant parfois en stauros ; côtes, lisses, rayonnantes.

Pinnularia acrosphaeria Brébisson (Fig. 86)

Valves, de 90-93 x 15-19 µm, présentant un renflement au niveau des extrémités ; 11-12 stries en 10 µm.

Pinnularia biceps var. *pusilla* Camburn et Charles (Fig. 87)

Valves, de 48-50 x 12-13 µm, présentant d'abord une constriction puis un renflement au niveau des extrémités (pôles capités) ; 10-12 stries en 10 µm.

Pinnularia gibba var. *sancta* Grunow (Fig. 88)

Valves linéaires, de 78-80 x 12-13 µm, présentant un renflement au niveau de leur partie centrale et aux deux extrémités ; 10-12 stries en 10 µm.

Pinnularia lata (Brébisson) Smith (Fig. 89)

Valves linéaires, de 103-105 x 22-23 µm, à partie centrale renflée ; 9-10 stries en 10 µm.

Pinnularia maior (Kützing) Rabenhorst (Fig. 90)

Valves linéaires, de 138-153 x 22-24 μm , à partie centrale renflée ; 7-10 stries en 10 μm .

Pinnularia microstauron var. ***brebissonii*** (Kützing) Meyen (Fig. 91)

Valves linéaires, de 52-53 x 10-12 μm , atténuées vers les extrémités ; 8-10 stries en 10 μm .

Pinnularia nobilis Ehrenberg (Fig. 92)

Valves linéaires, obtuses, de 81-82 x 12-13 μm , renflées aux extrémités et dans sa partie médiane ; 9-10 stries en 10 μm .

Pinnularia nodosa Ehrenberg (Fig. 93)

Valves linéaires, de 81-83 x 12-13 μm , renflées aux extrémités et dans la partie médiane, mais atténuées à l'apex ; 9-10 stries en 10 μm .

Pinnularia tropica Hustedt (Fig. 94)

Valves linéaires, de 88-90 x 16-18 μm , atténuées à l'apex ; 6-7 stries en 10 μm .

Pinnularia undulata Grégory (Fig. 95)

Valves linéaires, de 54-56 x 7-8 μm , à paroi ondulante, à constrictions terminales isolant un apex conique ; 10-12 stries en 10 μm .

Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehrenberg (Fig. 96)

Valves linéaires, de 117-130 x 15-22 μm , atténuées vers les extrémités, à raphés crochus vers l'apex ; 7-10 côtes en 10 μm .

Sellaphora Mereschowsky

Petites valves symétriques, linéaires à elliptiques, terminées par des extrémités obtuses, à fine striation, et nodules terminaux distants.

Sellaphora pupula var. ***bacillarioides*** Grunow (Fig. 97)

Valves linéaires à lancéolées, de 20-50 x 7-15 μm , largement rostrées aux extrémités ; nodules polaires épaissis et élargis transversalement ; 12-26 stries en 10 μm .

g. Famille des Nitzschiaceae

Nitzschia Hassall

Valves solitaires ou en colonies fasciculées, ou en tubes gélatineux simples ou ramifiés, linéaires ou elliptiques, droites ou sigmoïdes, rétrécies ou renflées dans leur partie médiane ; pôles arrondis ou capités, parfois longuement étirés ; canal raphéen central mais le plus souvent latéral ou marginal ; points carinaux bien visibles, parfois allongés ; pore central correspondant au nodule médian présent ou absent ; côtes ou fine striation transversales lisses ou ponctuées ; section transapicale du frustule d'ordinaire losangique ; raphés aux sommets diamétralement opposés ; 2 plastes en lames.

Nitzschia bilobata W. Smith (Fig. 98)

Valves elliptiques, de 60-62 μm de longueur sur 14-18 μm de largeur, à constriction médiane, arrondies et tronquées aux extrémités ; 18-20 stries en 10 μm .

Nitzschia linearis (C. Agardh) W. Smith (Fig. 99)

Valves linéaires, de 117-130 μm de longueur sur 22 μm de largeur, légèrement arquées sur un côté, à apex étroits ; 11 fibules en 10 μm .

h. Famille des Stauroneidaceae

Craticula Grunow

Espèces d'eaux douces et saumâtres, à valves lancéolées, à pôles rostrés ou capités ; stries parfois serrées et parallèles ; valve interne (appelée craticula) conférant le nom du genre.

Craticula ambigua (Ehrenberg) Mann (Fig. 100)

Valves rostrées, subcapitées aux extrémités, de 30-80 μm de longueur sur 10-20 μm de largeur ; 18-20 stries transapicales en 10 μm .

Craticula cuspidata (Kützing) Mann (Fig. 101)

Valves rhombiques à lancéolées, de 73-132 μm de longueur sur 15-30 μm de largeur ; 14-20 stries transapicales en 10 μm et 18-25 stries longitudinales en 10 μm .

Stauroneis Ehrenberg

Genre de Naviculoïdes solitaires ou en colonies rubanées, avec parfois une petite cloison réduite aux extrémités polaires du frustule ; nodule central élargi transversalement à l'axe du raphé et aux bords de la valve partagée en deux parties par ce stauros dépourvu d'ornementation en vue valvaire ; stries fines et ponctuées, réduites parfois à des points irrégulièrement ordonnés ; aire axiale, plus ou moins large, longeant le raphé et dessinant par sa rencontre un stauros, partageant la valve en 4 parties égales ; valve à 1 plaste, avec 2 ou 4 pyrénoides.

Stauroneis anceps var. *anceps* fo. *anceps* (Fig. 102)

Valves elliptiques, de 100-104 x 18-22 μm , rétrécies vers l'extrémité ; stauros linéaire ; 19-21 stries en 10 μm .

Stauroneis anceps var. *anceps* fo. *obtusa* Grunow (Fig. 103)

Valves elliptiques, de 21 x 8 μm , à extrémités obtuses ; 19-21 stries en 10 μm .

Stauroneis legumen (Ehrenberg) Kützing var. *legumen* fo. *obtusa* Grunow (Fig. 104)

Valves linéaires, à marges ondulées, de 90-91 x 15-16 μm , effilées vers l'apex ; 10-12 stries en 10 μm .

Stauroneis sphaeniceron (Nitzsch) Ehrenberg var. *sphaeniceron* fo. *sphaeniceron* (Fig. 105)

Valves lancéolées obtuses, de 21 x 8 μm ; stauros linéaire atteignant les marges de la cellule ; 17 stries en 10 μm .

Stauroneis sphaeniceron var. *sphaeniceron* fo. *capitata* Guerneur (Fig. 106)

Valves lancéolées obtuses, de 144 x 30-34 μm , à extrémités capitées ; stauros linéaire ; 17 stries en 10 μm .

i. Famille des Surirellaceae

Stenopterobia De Brébisson

Cellules isopolaires, très allongées, linéaires, recourbées en S ; canal raphéen présent ; surface valvaire plane et sans ondulations en vue connective ; stries fines, transversales, interrompues en leur milieu par un mince speudoraphé en S.

Stenopterobia intermedia Van Heurck (Fig. 107)

Valves allongées, de 140 µm de longueur sur 6-8 µm de largeur, déviées vers l'extrémité, mimant un S.

Surirella Turpin

Cellules de formes variables, à contour elliptique, plus ou moins larges, lancéolées, linéaires, parfois rétrécies en leur milieu ou même tordues en hélice, hétéropolaires ou isopolaires, rectangulaires ou trapézoïdales en vue connective ; canal raphéen visible en vue valvaire, et faisant le tour complet de la valve ; côtes ou stries rayonnantes ; pseudoraphé lisse.

Surirella capronii Brébisson (Fig. 108)

Très grandes valves hétéropolaires, de 120-350 µm de longueur sur 60-125 µm de largeur ; côtes convexes vers le canal raphéen ; raphé bien visible.

Surirella ovata Kützing (Fig. 109)

Très grandes valves hétéropolaires et ovales, de 112-114 µm de longueur sur 50-52 µm de largeur, à côtes ouvertes vers le canal raphéen.

Surirella robusta Ehrenberg (Fig. 110)

Valves hétéropolaires, elliptiques lancéolées, linéaires, de 70-90 x 140-180 µm, légèrement rétrécies aux extrémités ; 7-15 côtes en 10 µm.

Surirella tenera Gregory (Fig. 111)

Valves elliptiques lancéolées, linéaires, de 68-71 µm de longueur sur 16-18 µm de largeur, légèrement rétrécies aux extrémités ; 20 côtes en 100 µm.

j. Famille des Cymbellaceae

Placoneis Mereschkowsky

Valves linéaires et lancéolées, à extrémités rostrées ou capitées ; area à stries unisériées ; aire axiale étroite ; raphé droit et légèrement élargi ; plaste large et divisé en « X ».

Placoneis elginensis var. *neglecta* (Krasske) Patrick (Fig. 112)

Valves linéaires, de 18-20 μm de longueur sur 6-7 μm de largeur, atténuées vers l'apex ; 11 stries en 10 μm .

III.3.1.3. Embranchement des Dinophyta

a. Famille des Gymnodiniaceae

Gymnodinium Stein

Cellules végétatives libres isolées ou en chaînes, arrondies, quadrangulaires ou ovoïdes en vue ventrale, souvent aplaties dorsi-ventralement ; épïcône et hypocône largement identiques et séparés par un cingulum ; sulcus entrant dans l'épïcône et vers le bas de l'hypocône ; paroi fine, généralement lisse, rarement ornée de stries ; chloroplastes de formes variables, souvent présents, et nombreux.

Gymnodinium palustre Schilling (Fig. 113)

Petites cellules de 22-37 x 35-60 μm , elliptiques, à épïcône situé aux 2/3 de la cellule et séparé de l'hypocône par un profond cingulum ; le sulcus entrant dans l'épïcône et se prolongeant jusqu'à la base de l'hypocône ; chloroplastes nombreux, jaunes ou brun foncé, disposés radialement.

Gymnodinium splendens Lebour (Fig. 114)

Cellules ovales, dorso-ventralement aplaties, de 18-22 x 20-22 μm , convexes dans la partie dorsale ; épïcône et hypocône sensiblement égaux.

b. Famille des Peridiniaceae

Peridinium Ehrenberg

Cellules végétatives libres, généralement ovoïdes ou arrondies en vue ventrale, souvent circulaires en vue apicale ; épithèque et hypothèque généralement de même taille, séparées par un cingulum bien défini ; sulcus s'étendant du cingulum vers le bas de l'hypothèque ; paroi cellulaire poreuse largement ornementée et faite de plaques.

Peridinium volzii Lemmermann (Fig. 115 a, b et c)

Cellules sphériques, de 39-59 x 40-56 μm , à épithèque et hypothèque arrondies, épithèque plus large que l'hypothèque ; cingulum médian, sulcus s'étendant dans l'épithèque et descendant vers la base de l'hypothèque ; paroi cellulaire composée de plaques à ornements très fines.

c. Famille des *Glenodiniopsidaceae*

Glenodiniopsis Wołoszyńska

Cellules végétatives libres, généralement ovoïdes en vue ventrale, à épithèque légèrement plus large que l'hypothèque, séparées par un cingulum bien défini ; sulcus confiné dans l'hypothèque ; pore apical absent ; paroi constituée de plaques lisses ; nombreux chloroplastes, jaunes à bruns.

Glenodiniopsis steinii Wołoszyńska (Fig. 116)

Cellules ellipsoïdales, dorsiventralement aplaties, sans pore apical, de 21-44 x 26-50 μm ; épithèque plus grande et plus large que l'hypothèque ; cingulum légèrement décalé en un large sillon ; sulcus transgressant légèrement dans l'épithèque.

d. Famille des *Gonyaulacaceae*

Gonyaulax Diesing

Cellule partagée en son milieu par un cingulum nettement hélicoïdal ; pôle apical présentant un pore et le plus souvent, sulcus s'étendant dans l'épivalve et la creusant parfois jusqu'au sommet ; hypothèque à plaque antapicale unique (1''') accompagnée d'une petite plaque postintercalaire (1p) ; pore entouré par 4 petites plaques (4') et une série de 5 plaques prééquatoriales (5''), visible au sommet de l'épithèque.

Gonyaulax apiculata (Penard) Entz (Fig. 117 a et b)

Cellules solitaires, de 36-40 x 28-30 μm .

III.3.1.4. Embranchement des *Euglenophyta*

a. Famille des *Euglenaceae*

Euglena Ehrenberg

Cellule fusiforme, solitaire, nageant librement grâce à 1 fouet onduleux sortant du cytopharynx ; cuticule, ornée de stries hélicoïdales plus ou moins marquées ; un ou plusieurs plastes verts, avec ou sans pyrénoides ; présence chez quelques espèces, d'un nombre indéfini de gros bâtonnets cylindriques de paramylon.

Euglena allorgei Deflandre (Fig. 118)

Cellule allongée, fusiforme, de 138-140 x 24-28 μm , à paroi striée longitudinalement et à cytoplasme renfermant des bâtonnets de paramylon également allongés ; noyau central ;

chloroplastes discoïdes et dépourvus de pyrénoides ; extrémité postérieure, de 12-16 μm de longueur, progressivement effilée en un appendice caudal hyalin, conique, dévié latéralement.

Euglena caudata var. *minor* Deflandre (Fig. 119 a et b)

Cellule fusiforme, de 40 μm de longueur sur 20-22 μm de largeur et terminées à son extrémité distale par un court appendice caudal.

Euglena chlamydophora Mainx (Fig. 120)

Cellule fusiforme, de 32-54 x 9-20 μm , à paroi finement striée ; extrémité antérieure arrondie, et extrémité postérieure effilée en un appendice caudal allongé et robuste.

Euglena limnophila Lemmermann (Fig. 121)

Cellule allongée, fusiforme, presque cylindrique, de 114-16 μm de longueur sur 18-20 μm de largeur ; extrémité antérieure légèrement tronquée, extrémité postérieure, effilée et terminée par un appendice caudal de 20-24 μm de longueur ; paroi striée ; chloroplastes discoïdes et nombreux ; paramylons présents, certains allongés.

Euglena marssonii var. *ovum* Lemmermann (Fig. 122)

Cellule fusiforme, de 50-53 x 10-12 μm , à paroi finement striée ; extrémité antérieure arrondie, avec une légère dépression à l'apex ; extrémité postérieure prolongée par un appendice caudal.

Euglena polymorpha Dangeard (Fig. 123)

Cellule allongée, de 53-54 μm de longueur sur 28-29 μm de largeur, à paroi lisse ; extrémité antérieure conique ; extrémité postérieure prolongée par une queue robuste.

Euglena proxima var. *piriformis* Dangeard (Fig. 124)

Cellule fusiforme, de 65-84 x 25-30 μm , à queue pointue et apex arrondi ; stries fines et en spirales ; plastes nombreux et discoïdes.

Euglena repulsans Schiller ex Huber-Pestalozzi (Fig. 125)

Cellule fusiforme, allongée, de 55 μm de longueur sur 27-30 μm de largeur, à paroi lisse ; extrémité antérieure allongée au sommet, extrémité postérieure effilée en une queue robuste.

Euglena sociabilis Dangeard (Fig. 126)

Cellule allongée, de 82-83 μm de longueur sur 30-33 μm de largeur, ovale dans sa partie médiane ; extrémité antérieure conique, extrémité postérieure effilée et terminée par un appendice caudal.

Euglena spirogyra Ehrenberg (Fig. 127)

Cellule fusiforme, de 156-158 x 25-30 μm , presque arrondie à l'extrémité apicale, et prolongée par une queue recourbée à l'extrémité postérieure ; flagelle très court, pas toujours visible ; paramylons en forme d'anneaux, ou sous forme de bâtonnets, vus de côté.

Euglena texta var. *salina* (Fritsch) Popov (Fig. 128)

Cellule ovoïde à sphérique, de 40 μm de longueur sur 28-30 μm de largeur ; extrémité antérieure légèrement arrondie, avec une dépression à l'apex, extrémité postérieure largement arrondie ; noyau central, plastes nombreux et discoïdes ; paroi ornée de stries spiralées.

Euglena tripteris (Dujardin) Klebs (Fig. 129)

Cellule rigide, aplatie, en forme de ruban, de 120 x 16-18 μm ; extrémité antérieure arrondie, extrémité postérieure conique et terminée par une queue ; chloroplastes nombreux, en forme de disque ; paramylon présent sous forme de 2 bâtonnets de part et d'autre du noyau central.

Lepocinclis Perty

Cellules solitaires, libres, à symétrie radiale parfaite, à contour elliptique ou fusiforme, avec une cuticule épaisse, souvent colorée en jaune et présentant des stries hélicoïdales fortement marquées ; partie antérieure échancrée au point de départ du flagelle. Parfois, l'encoche apicale flagellaire, où débouche le cytopharynx, légèrement égueulée latéralement ; plastes discoïdes pariétaux, sans pyrénioïde ; noyau basal, axial ; 1 ou 2 gros paramylons en anneau placés latéralement et se faisant face ; partie postérieure de la cellule prolongée souvent en une queue droite plus ou moins longue.

Lepocinclis acus (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. *acus* (Fig. 130)

Cellule allongée, fusiforme, de 134-135 μm de longueur, 12-15 μm de largeur ; extrémité antérieure rétrécie et tronquée, extrémité postérieure allongée en une fine pointe, de

8-10 μm ; chloroplastes, discoïdes et nombreux, paramylons également nombreux, en forme de longues baguettes.

Lepocinclis acus* var. *rigida Hübner (Fig. 131)

Cellule allongée, fusiforme, rigide, de 138-140 μm de longueur, 12-13 μm de largeur ; extrémité antérieure rétrécie et tronquée, extrémité postérieure prolongée par un appendice caudal de 18-20 μm ; chloroplastes, discoïdes et nombreux ; paramylons en baguettes allongées.

Lepocinclis fusiformis Lemmerman emend. Conrad (Fig. 132)

Cellule ovale, de 50-52 μm de longueur, 33-35 μm de largeur ; extrémité antérieure conique, extrémité postérieure rétrécie en un appendice caudal court et robuste, de 6-8 μm de longueur ; de chaque côté de la paroi, dans la cellule, deux gros anneaux latéraux de paramylon.

Lepocinclis ovum (Ehrenberg) Lemmermann (Fig. 133)

Cellule ovoïde à elliptique, de 40 μm de longueur sur 28-30 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie, extrémité postérieure munie d'une queue courte ; paroi, ornée de stries hélicoïdales dextres ; deux disques arrondis de paramylon de part et d'autre de la cellule.

Lepocinclis ovum* var. *bütschlii (Lemmerman) Conrad (Fig. 134)

Cellule elliptique de 45-47 μm de longueur sur 22-24 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie, extrémité postérieure munie d'une queue, de 8-10 μm de longueur ; paroi munie de deux séries de stries hélicoïdales dextres et senestres.

Lepocinclis oxyuris Marin et Melkonian var. *oxyuris* fo. *oxyuris* (Fig. 135)

Cellule allongée, cylindrique et tordue, de 124-132 μm de longueur, 17-22 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie, avec une légère dépression, extrémité postérieure conique et terminée par une queue, de 8-10 μm de longueur ; paroi ornée de stries longitudinales proéminentes ; chloroplastes nombreux, en forme de disques ; 2 anneaux de paramylon allongés et disposés de chaque côté du noyau.

***Lepocinclis oxyuris* var. *oxyuris* fo. *charkowiensis* (Svirenko) Bourrelly (Fig. 136)**

Cellule allongée, cylindrique et tordue, de 138-140 μm de longueur, 16-18 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie, bilobée, extrémité postérieure terminée par un appendice caudal, de 20-22 μm de longueur ; paroi ornée de stries longitudinales ; deux anneaux de paramylon situés de part et d'autre du noyau.

***Lepocinclis oxyuris* var. *oxyuris* fo. *minima* Bourrelly (Fig. 137)**

Cellule allongée, cylindrique et tordue, de 118-120 μm de longueur, 14-20 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie, extrémité postérieure terminée par un appendice caudal, de 20-22 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement ; plastes discoïdes ; 2 anneaux paramylon.

***Lepocinclis pseudo-ovum* Conrad (Fig. 138)**

Cellule ovoïde, de 36-38 μm de longueur sur 24-26 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie ; extrémité postérieure terminée par un appendice caudal droit, de 6-7 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement ; plastes discoïdes ; 2 anneaux de paramylon de part et d'autre du cytoplasme.

***Lepocinclis spirogyra* (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. *maxima* Prescott (Fig. 139)**

Cellule fusiforme, de 48-50 μm de longueur, 22-23 μm de largeur ; extrémité antérieure conique, extrémité postérieure terminée par un appendice caudal, de 12-13 μm de longueur ; paroi est lisse.

***Lepocinclis steinii* Lemmerman (Fig. 140)**

Cellule fusiforme, de 52-53 μm de longueur, 18-19 μm de largeur ; extrémité antérieure conique, extrémité postérieure terminée par un appendice caudal, de 12-13 μm de longueur ; paroi à striations dextre et senestre ; 2 gros anneaux latéraux de paramylon.

***Phacus* Dujardin**

Cellules solitaires, libres, plus ou moins aplaties, foliacées, avec une section triangulaire, à contour arrondi ou elliptique, et apex échancré, antapex ou côté opposé à l'apex effilé en une queue oblique, plus ou moins longue ; noyau basal, presque axial ; cuticule épaisse, rigide striée longitudinalement ; paroi souvent ornée de verrues ou de courtes épines ; plastes nombreux et en disques pariétaux ; paramylon présent sous-forme de petits grains, dans le cytoplasme.

Phacus acuminatus Stokes (Fig. 141)

Cellule ovale, suborbiculaire, de 22-27 μm de longueur, 18-22 μm de large, à extrémité antérieure légèrement arrondie et bilobée ; extrémité postérieure large, arrondie, brusquement terminée par une queue incurvée, de 2,5-3 μm ; paroi, striée longitudinalement ; chloroplastes nombreux ; 2 disques concentriques de paramylon, et noyau en position postérieure.

Phacus anacoelus Stokes (Fig. 142)

Cellule ovoïde, de 80-82 μm de longueur sur 36-40 μm de largeur, à extrémité antérieure arrondie et bilobée ; extrémité postérieure, large, rétrécie brusquement en une queue longue ou courte, oblique ; paroi striée longitudinalement, chloroplastes nombreux ; 2 disques concentriques de paramylon, l'un large et central, l'autre plus petit et excentré.

Phacus brevicaudatus (Klebs) Lemmermann (Fig. 143)

Cellule elliptique, de 34-35 μm de longueur, 25-27 μm de largeur, plus larges dans leur partie médiane, échancrées à l'avant, obtusément acuminées à l'arrière ; deux anneaux inégaux, concentriques de paramylon ; cuticule, striée longitudinalement.

Phacus curvicauda Swirenko (Fig. 144)

Cellule ovale, symétrique ou asymétrique, tordue, de 25-26 μm de longueur sur 18-19 μm de largeur ; 2 gros disques de paramylon disposés côte à côte ; extrémité antérieure arrondie et bilobée, extrémité postérieure, large, rétrécie en une courte queue oblique de 2-3 μm de longueur ; paroi est striée longitudinalement.

Phacus ephippion Pochmann (Fig. 145)

Cellule circulaire ou largement ovale, de 84-86 μm de longueur, 38-44 μm de largeur, recourbée en selle et tordue, arrondie à l'extrémité antérieure, extrémité postérieure prolongée par un appendice caudal de 30-35 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement.

Phacus globosus Pochmann (Fig. 146)

Cellule piriforme, de 42-44 μm de longueur sur 20-24 μm de largeur ; deux anneaux de paramylon disposés de part et d'autre de la paroi, striée hélicoïdalement ; extrémité antérieure arrondie, extrémité postérieure effilée en un appendice caudal long de 10-12 μm .

Phacus heimii Lefèvre (Fig. 147)

Cellule ovoïde, légèrement tordue, de 32-34 μm de longueur, 25-27 μm de largeur ; paroi striée longitudinalement ; extrémité antérieure arrondie et bilobée, extrémité postérieure terminée par une queue oblique, de 5-7 μm de longueur ; plastes discoïdes, paramylon disposés en 2 disques inégaux et concentriques ; noyau latéral.

Phacus helicoides Pochmann (Fig. 148)

Cellule fusiforme et tordue, de 84-95 μm de longueur sur 38-44 μm de largeur, pourvue de 2 disques de paramylon concentriques ; paroi striée longitudinalement ; extrémité antérieure arrondie et bilobée, extrémité postérieure terminée par une queue droite, de 8-10 μm de longueur.

Phacus lefevrei Bourrelly (Fig. 149)

Cellule ovale, de 50-52 μm de longueur, 43-45 μm de largeur ; paroi striée longitudinalement ; chloroplastes discoïdes ou polygonaux ; grain de paramylon nombreux ; noyau orienté vers l'extrémité postérieure ; extrémité antérieure arrondie, flancs convexes ; extrémité postérieure pourvue d'un court et large mamelon de 4-6 μm de longueur et 15-18 μm largeur.

Phacus longicauda (Ehrenberg) Dujardin var. ***longicauda*** (Fig. 150)

Cellule elliptique à ovale, de 112-115 μm de longueur, 50-52 μm de largeur, à paroi striée longitudinalement ; chloroplastes nombreux ; 2 ou plusieurs disques centraux et concentriques de paramylon ; extrémité antérieure généralement arrondie, extrémité postérieure graduellement effilée en une queue hyaline, de 50-52 μm de longueur.

Phacus longicauda var. ***insecta*** Koczwara (Fig. 151)

Cellule ovale, symétrique, de 110-112 μm de longueur, 42-43 μm de largeur, à paroi striée longitudinalement ; chloroplastes nombreux, 2 ou plusieurs disques centraux et concentriques de paramylon ; extrémité antérieure généralement arrondie, et extrémité postérieure graduellement effilée en une queue hyaline, de 50-53 μm de longueur.

Phacus longicauda var. ***major*** Swirenko (Fig. 152)

Cellules ovales à elliptiques, de 96-98 μm de longueur sur 30-33 μm de largeur ; paroi finement striée ; chloroplastes nombreux, 2 ou plusieurs disques centraux et concentriques de

paramylon ; extrémité antérieure arrondie, et extrémité postérieure progressivement effilée en une queue hyaline, de 42-44 μm de longueur.

Phacus margaritatus Pochmann (Fig. 153)

Cellule ovoïde, de 36-37 μm de longueur, 26-27 μm de largeur ; paroi striée longitudinalement et ornée latéralement de petits bourrelets ; extrémité antérieure conique, avec en son apex un petit mamelon ; extrémité postérieure atténuée en un appendice caudal court, de 6-7 μm ; 2 anneaux pariétaux de paramylon ; chloroplastes discoïdes, nombreux.

Phacus orbicularis Hübner (Fig. 154)

Cellule largement ovale, arrondie, de 55-56 μm de longueur sur 32-35 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie et bilobée, extrémité postérieure large et terminée par un appendice caudal oblique, de 12-13 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement ; 2 disques de paramylon inégaux.

Phacus platalea Drezepolski (Fig. 155)

Cellule ovoïde, de 50-52 μm de longueur sur 32-33 μm de largeur ; extrémité antérieure convexe et bilobée, extrémité postérieure large et prolongée par un appendice caudal oblique, de 10-12 μm de longueur ; 1 seul gros disque de paramylon dans le cytoplasme.

Phacus pleuronectes* var. *ungulatus Tell et Zalocar de Domitrovic (Fig. 156)

Cellule ovoïde asymétrique, de 62-64 μm de longueur, 45-47 μm de largeur ; extrémité antérieure convexe et bilobée, extrémité postérieure, large et terminée par un appendice caudal oblique, de 10-12 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement ; chloroplastes discoïdes et nombreux ; 2 anneaux concentriques de paramylon.

Phacus ranula* var. *africana Bourrelly (Fig. 157)

Cellule elliptique à ovale, de 65-66 μm de longueur, 34-35 μm de largeur ; extrémité antérieure conique et bilobée, extrémité postérieure large et terminée par un appendice caudal ondulant, de 20-22 μm de longueur ; paroi ornée de stries longitudinales ; chloroplastes discoïdes et nombreux ; un seul anneau de paramylon.

Phacus suecicus* var. *oidion Pochmann (Fig. 158)

Cellule fusiforme, symétrique, de 42-43 μm de longueur sur 23-24 μm de largeur ; extrémité antérieure convexe, avec un bourrelet médian, extrémité postérieure atténuée en une queue de 10-12 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement, stries ornées de bourrelets alignés.

Phacus textus Pochmann (Fig. 159)

Cellule ovale, de 43-50 μm de longueur, 42-43 de largeur ; extrémité antérieure conique et bilobée, extrémité postérieure large et terminée par un appendice caudal court de 2-3 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement ; 2 anneaux de paramylon.

Phacus triqueter (Ehrenberg) Dujardin (Fig. 160)

Cellule ovoïde, de 33-42 μm de longueur, 23-25 μm de largeur ; extrémité antérieure arrondie et bilobée, extrémité postérieure terminée par une queue proéminente légèrement oblique, de 10-12 μm de longueur ; paroi striée longitudinalement ; cytoplasme à un seul disque de paramylon.

Phacus undulatus (Skvortzov) Pochmann (Fig. 161)

Cellule ovoïde, asymétrique, de 78-84 μm de longueur, 46-50 μm de largeur ; paroi à striation longitudinale, et à ondulations ou encoches marginales ; extrémité antérieure arrondie et bilobée, extrémité postérieure terminée par une queue proéminente, légèrement oblique, de 25-26 μm de longueur ; cytoplasme à 2 gros disques de paramylon excentriques et d'autres plus petits ; chloroplastes nombreux et discoïdes.

Strombomonas Deflandre

Genre voisin de *Trachelomonas*, à coque mince et assez flexible (cassante chez *Trachelomonas*), lisse ou rugueuse, sans ponctuation, ni pores, ni scrobulations, ni épines ou soies ; partie antérieure toujours atténuée vers l'avant en un col plus ou moins surélevé, partie postérieure souvent effilée en une queue.

Strombomonas acuminata* var. *amphora Playfair (Fig. 162)

Logette elliptique, brune, de 43 μm de longueur, 28-29 μm de largeur ; extrémité antérieure conique et surmontée d'un col de 5-6 μm de longueur, sur 8-10 μm de largeur ; extrémité postérieure atténuée en un appendice caudal de 10 μm de longueur.

Strombomonas confortii Zalocar de Domitrovic (Fig. 163)

Logette fusiforme, largement ellipsoïdale dans sa partie médiane, brune, de 70-72 µm de longueur, 45-53 µm de largeur ; pôle antérieur étroit, portant en son apex un col droit ou légèrement incliné, de 8-10 µm de longueur sur 10-12 µm de diamètre ; pôle postérieur, plus large et terminé par un appendice caudal légèrement oblique, long de 12-14 µm.

Strombomonas costata Deflandre (Fig. 164)

Logette ellipsoïdale à subcylindrique, brune, de 50-53 µm de longueur, 24-25 µm de diamètre ; paroi à contours irrégulier ; col surrélevé de 8-10 µm de longueur sur 7-10 µm de diamètre, à bordure irrégulière ; extrémité postérieure prolongée en une queue conique, de 16-18 µm de longueur.

Strombomonas ensifera (Daday) Deflandre var. *ensifera* (Fig. 165)

Logette fusiforme, ellipsoïdale dans sa partie médiane, brune, de 78-80 µm de longueur, 44-46 µm de diamètre ; au sommet de l'apex, un col de 22-27 µm de longueur sur 12-13 µm de diamètre ; extrémité postérieure effilée en un appendice caudal de 25-30 µm de longueur.

Strombomonas ensifera var. *javanica* Huber-Pestalozzi (Fig. 166)

Logette fusiforme, presque triangulaire, brune, de 68-112 µm de longueur, 40-50 µm de diamètre, à paroi lisse et aux flancs convergeant vers l'extrémité antérieure en un col de 18-20 µm de longueur et 8-10 µm de diamètre ; extrémité postérieure atténuée en une queue allongée de 38-40 µm.

Strombomonas ferrazi Alves-Da-Silva et C. Bicudo (Fig. 167)

Logette brune, irrégulièrement obovale, de 50-52 µm de longueur, 27-28 µm de diamètre ; paroi rugueuse et munie de 2 carènes descendantes ; extrémité antérieure surmontée d'un col de 5-10 µm de longueur sur de 12-13 µm de diamètre ; extrémité postérieure atténuée en une queue oblique de 12-15 µm de longueur.

Strombomonas fluviatilis (Lemmermann) Deflandre var. *fluviatilis* (Fig. 168)

Logette fusiforme, brune, à paroi scabre et finement granuleuse, de 30-31 µm de longueur sur 11-13 µm de largeur ; apex muni d'un col cylindrique de 7-8 µm de longueur sur 5-6 µm de diamètre ; extrémité postérieure à queue courte et droite, longue de 4-6 µm.

Strombomonas fluviatilis* var. *levis (Lemmermann) Skvortzov (Fig. 169)

Logette fusiforme, allongée, à paroi lisse et brune, de 60-62 µm de longueur sur 22-23 µm de largeur ; apex muni d'un col de 10-12 µm de longueur sur 6-7 µm de diamètre ; extrémité postérieure prolongée en un appendice caudal conique de 10-12 µm de longueur.

Strombomonas gibberosa (Playfair) Deflandre var. ***gibberosa*** (Fig. 170)

Logette fusiforme, allongée, brune, de 65-66 µm de longueur, 34-35 µm de diamètre ; parois latérales ondulantes près de l'extrémité antérieure ; apex surmonté d'un col de 15-20 µm de longueur sur 10-18 µm de diamètre ; extrémité postérieure prolongée par une queue longue de 20-22 µm.

Strombomonas gibberosa* var. *longicollis Deflandre (Fig. 171)

Logette fusiforme, allongée, plus large que l'espèce-type, brune, de 78-80 µm de longueur, 48-50 µm de diamètre ; apex surmonté d'un long col, de 25-30 µm de longueur sur 8-14 µm de diamètre ; extrémité postérieure prolongée en un appendice caudal de 25-28 µm de longueur.

Strombomonas gibberosa* var. *major Conforti (Fig. 172)

Logette fusiforme, brune, de 62-67 µm de longueur, 38-40 µm de diamètre, à partie médiane ellipsoïdale, prolongée, d'une part en son extrémité apicale par un col de 18-20 µm de longueur sur 10-15 µm de largeur, et d'autre part en son extrémité postérieure par un appendice caudal long de 22-25 µm.

Strombomonas lackeyi (J.J. McCoy) G. E. Dillard (Fig. 173)

Logette fusiforme, allongée, brune, de 75-80 µm de longueur sur 34-35 µm de largeur ; presque trapézoïdale dans sa partie médiane ; extrémité antérieure surmontée d'un col long, de 25-30 µm et 8-10 µm de diamètre, extrémité postérieure prolongée d'un appendice caudal également long, de 28-30 µm.

Strombomonas longicollis (Playfair) Kiriakov (Fig. 174)

Logette fusiforme, ellipsoïdale dans sa partie médiane, allongée, brune, de 34-35 µm de longueur sur 17-18 µm de largeur, presque trapézoïdale dans sa partie médiane ; extrémité antérieure surmontée d'un col long de 10-12 µm et 7-8 µm de diamètre, extrémité postérieure prolongée par un appendice caudal de 13-15 µm de longueur.

Strombomonas maxima (Skvortzov) Deflandre (Fig. 175)

Logette fusiforme, brune, de 57-58 μm de longueur, 20-22 μm de diamètre ; apex surmonté d'un col cylindrique de 7-8 μm de longueur sur 6-7 μm de diamètre ; extrémité postérieure terminée par un appendice caudal long de 10-12 μm .

Strombomonas morenensis Balech et Dastugue (Fig. 176)

Logette ovale, brune, de 60-62 μm de longueur, 35 μm de diamètre ; parois latérales ondulantes vers l'extrémité antérieure et ellipsoïdales dans sa partie médiane ; apex muni d'un col de 7-8 μm de longueur sur 6-7 μm de diamètre ; extrémité postérieure terminée par un appendice caudal long de 8-10 μm .

Strombomonas napiformis var. *brevicollis* Playfair (Fig. 177)

Logette ovoïde, brune, de 25-26 μm de longueur, 50-54 μm de largeur ; extrémité apicale munie d'un col de 4-5 μm de longueur sur 6-7 μm de diamètre ; extrémité postérieure pourvue d'une queue droite de 8-10 μm de longueur.

Strombomonas ovalis (Playfair) Deflandre (Fig. 178)

Logette ovoïde, brune, de 33-35 μm de longueur, 20-21 μm de diamètre ; extrémité antérieure munie d'un col de 6-7 μm de longueur sur 3-4 μm de diamètre ; extrémité postérieure terminée par un court appendice caudal long de 6-7 μm .

Strombomonas praeliaris (Palmer) Deflandre (Fig. 179)

Logette ovoïde, brune, de 41-42 μm de longueur, 27-28 μm de diamètre ; extrémité antérieure munie d'un col cylindrique, légèrement oblique, à bord irrégulier, de 5-7 μm de longueur sur 10-12 μm de diamètre ; extrémité postérieure prolongée par une queue oblique de 10-14 μm de longueur.

Strombomonas scabra (Playfair) Tell et Conforti (Fig. 180)

Logette brune, presque hexangulaire, de 21-22 μm de longueur, 16-17 μm de largeur ; extrémité antérieure munie d'un col court de 2 μm de longueur sur 2-3 μm de diamètre ; extrémité postérieure dépourvue d'appendice caudal.

Strombomonas schauinslandii (Lemmermann) Deflandre (Fig. 181)

Logette brune, fusiforme, à partie médiane ellipsoïdale, de 39-40 µm de longueur, 24 µm de diamètre ; extrémité antérieure munie d'un col long de 8-9 µm et de 4-5 µm de diamètre ; extrémité postérieure terminée par une queue pointue longue de 10-12 µm.

Strombomonas subcurvata var. ***africana*** Bourrelly et Gayral (Fig. 182)

Logette subovale, légèrement spiralée, avec des aires d'extension sur les côtés, 41-42 µm de longueur sur 27-28 µm de diamètre ; extrémité antérieure prolongée par un col de 5-6 µm de longueur et 7-8 µm de diamètre ; extrémité postérieure, plus large et munie d'une queue courte et robuste de 3-4 µm de longueur.

Strombomonas tellii Zalocar de Domitrovic (Fig. 183)

Logette trapézoïdale, brune, à côtés presque égaux, de 70-73 µm de longueur, 45-47 µm de diamètre ; extrémité antérieure triangulaire et surmontée d'un col de 8-12 µm de longueur sur 7-8 µm de diamètre ; extrémité postérieure également triangulaire, prolongée par un appendice caudal droit ou légèrement courbe de 20-24 µm de longueur.

Strombomonas treubii (Wołoszyńska) Deflandre (Fig. 184)

Logette ovale, brune, à partie médiane large et ellipsoïdale, de 53-55 µm de longueur, 35-36 µm de diamètre ; extrémité antérieure prolongée par un col de 8-10 µm de longueur sur 5-6 µm de diamètre, extrémité postérieure régulièrement atténuée en une queue de 13-15 µm de longueur.

Strombomonas urceolata (Stokes) Deflandre (Fig. 185)

Logette urcéolée, brune, de 48-50 µm de longueur, 25-27 µm de diamètre ; extrémité antérieure prolongée par un col à bord évasé, de 4-5 µm de long sur 6-7 µm de diamètre ; extrémité postérieure terminée par un appendice caudal long de 10-14 µm.

Strombomonas verrucosa (Daday) Deflandre var. ***verrucosa*** (Fig. 186)

Logette trapézoïdale en section transversale, brune, de 37-38 µm de longueur, 23-25 µm de diamètre, à base plus large que le sommet ; extrémité antérieure surmontée d'un col de 4-5 µm de longueur sur 6-7 µm de diamètre, extrémité postérieure large et terminée par un appendice caudal de 8-10 µm de longueur.

Strombomonas verrucosa* var. *zmiewika (Swirenko) Deflandre (Fig. 187)

Logette trapèzoïdale en section transversale, brune, de 45-48 µm de longueur, 20-26 µm de diamètre, à base plus large que le sommet ; extrémité antérieure rétrécie progressivement en un col de 4-8 µm de longueur sur 5-8 µm de diamètre, extrémité postérieure large et terminée par un appendice caudal long de 6-14 µm.

Trachelomonas Ehrenberg

Cellules solitaires, libres, mobiles, à aspect d'Euglènes classiques, à cuticule striée enfermée dans une logette solide percée d'un petit pore d'où sort un flagelle ; thèque ferme, cassante sous la pression ; pore flagellaire souvent entouré d'un col plus ou moins élevé ; structure de la logette déterminante dans la répartition des espèces de ce genre. Selon Deflandre (1926), *Trachelomonas* pouvant être, une cellule à paroi lisse, ponctuée, poreuse, creusée de fossettes (scrobiculée), verruqueuse, souvent ornée de soies, d'épines ou d'aiguillons plus ou moins longs ; coloration hyaline, jaune ou brune, due au dépôt d'oxyde de fer et d'oxyde de manganèse sur le mucilage des logettes.

Genre fréquent dans les eaux douces, les marécages et les tourbières, riches en matières organiques. Multiplication, par division du noyau de la cellule-mère en 2, puis la cellule-fille sortant de l'ouverture de la logette reconstitue sa propre logette.

Trachelomonas abrupta* var. *arcuata (Playfair) Deflandre (Fig. 188)

Logette cylindrique à subcylindrique, de 27-28 µm de longueur, 23-24 µm de largeur, légèrement tronquée dans sa partie postérieure ; extrémité antérieure également tronquée et surmontée d'un col de 1-2 µm de longueur, et 4 µm de diamètre ; paroi épaisse et lisse.

Trachelomonas acanthophora* var. *minor Balech et Dastugue (Fig. 189)

Logette ovoïde, brune, de 42-43 µm de longueur, 16-18 µm de largeur, à paroi ornée d'épines diversement orientées, longues de 3-4 µm ; extrémité antérieure conique et prolongée par un col, de 3-4 µm de longueur, 3-5 µm de diamètre, à bordure ornée d'une couronne d'épines longues de 3-4 µm ; extrémité postérieure prolongée par une queue bifide de 6-8 µm de longueur.

Trachelomonas acanthophora* var. *speciosa (Deflandre) Balech (Fig. 190)

Logette ovoïde, brune, de 38-40 µm de longueur sur 18-20 µm de largeur ; extrémité antérieure portant des épines orientées vers le haut, longues de 3-5 µm, et se prolongeant en un col de 2-2,5 µm de longueur, 3-5 µm de diamètre, à bordure ornée d'une couronne

d'épines longues de 3-4 μm ; extrémité postérieure à épines orientées vers le bas, de 3-5 μm de longueur, terminée par une queue, prolongée d'épines longues de 10-12 μm .

Trachelomonas amphoriformis Osório-Tafall (Fig. 191)

Logette fusiforme, brune, à paroi lisse, de 70-72 μm de longueur sur 18-20 μm de largeur ; extrémité antérieure effilée et surmonté d'un col crénelé de 8-10 μm de longueur et de 4-6 μm de diamètre ; extrémité postérieure également effilée en une queue robuste longue de 10-12 μm .

Trachelomonas angustispina var. *elegans* Bourrelly (Fig. 192)

Logette ovoïde, brune, de 45-46 μm de longueur sur 36-38 μm de largeur, sans les épines ; extrémité antérieure munie d'un col plat de 6 μm de diamètre, et entourée d'une couronne d'épines courtes de 2-3 μm de longueur ; extrémité postérieure également munie d'une couronne d'épines courtes de 2-3 μm ; partie médiane entièrement lisse.

Trachelomonas armata (Ehrenberg) Stein var. *armata* (Fig. 193)

Logette ellipsoïdale à ovoïde, brune, de 47-57 μm de longueur, 37-39 μm de largeur, sans les épines ; extrémité antérieure conique, surmontée d'un col de 1 μm de longueur, 4-5 μm de diamètre, et entouré d'une large couronne de petites épines de 1 μm ; extrémité postérieure, également conique, munie d'épines plus longues (4-5 μm) et arquées.

Trachelomonas armata var. *gordeivi* Skvortzov (Fig. 194)

Logette ovoïde, large, oblongue, de 40-42 μm de longueur sur 37-38 μm de largeur, sans les épines ; extrémité antérieure conique, avec à l'apex, un col plat de 4-5 μm de diamètre et tout autour, une large couronne de courtes épines de 1-2 μm ; extrémité postérieure munie de longues épines arquées de 13-20 μm de longueur ; partie médiane entièrement lisse.

Trachelomonas bernardinensis W. Vischer (Fig. 195)

Logette ovoïde, brune, de 34-36 μm de longueur, 22-23 μm de largeur ; extrémité antérieure conique et munie à son apex d'un col de 4-5 μm de longueur et 3-4 μm de diamètre ; extrémité postérieure terminée en une courte queue de 4-6 μm de longueur.

Trachelomonas cervicula Stokes (Fig. 196)

Logette, sphérique, brune, de 26-28 µm de diamètre, à paroi lisse ; extrémité antérieure surmontée d'un col de 6 µm de longueur, logette à base rétrécie, de 2-3 µm et à sommet large de 6 µm.

Trachelomonas dastuguei Balech (Fig. 197)

Logette, fusiforme, rougeâtre à brun foncé, de 94-95 µm de longueur, 26-28 µm de largeur, avec des côtés régulièrement arqués ; extrémité antérieure rétrécie en un col allongé, de 12-14 µm de longueur et 5-6 µm de diamètre et avec 5 épines ; extrémité postérieure rétrécie en une longue queue trapue de 20-25 µm de longueur et 4-5 µm de largeur, avec 3-4 épines à l'extrémité distale ; paroi ponctuée d'épines coniques, de 2-4 µm de longueur, irrégulièrement réparties le long du corps et de la queue.

Trachelomonas dubia Swirenko emend. Deflandre (Fig. 198)

Logette ellipsoïdale à cylindrique, jaune-brun de 44-46 µm de longueur, 20-22 µm de largeur, à angles émoussées et paroi lisse ; extrémité antérieure conique et munie d'un col de 3-4 µm de longueur et 6-7 µm de diamètre ; extrémité postérieure conique.

Trachelomonas gracillima Balech et Dastugue (Fig. 199)

Logette jaune-brun, allongée, à paroi spineuse, de 40-42 µm de longueur, 14-15 µm de largeur ; extrémité antérieure conique et munie à son apex d'un col de 1 µm de longueur, 2 µm de diamètre ; extrémité postérieure rétrécie en une sorte de queue robuste également spineuse, longue de 8-10 µm.

Trachelomonas hexangulata (Swirenko) Playfair (Fig. 200)

Logette hexagonale, jaune-brun, de 27-28 µm de longueur, 18-19 µm de largeur ; paroi lisse ; extrémité antérieure conique et surmontée d'un col de 1,5-2 µm de longueur, de 1 µm de diamètre ; extrémité postérieure également conique.

Trachelomonas kelloggii var. *effigurata* Skvortzov (Fig. 201)

Logette sphérique, jaune-brun, de 42-43 µm de longueur, 34-36 µm de largeur, à paroi densément couverte d'épines courtes de 1-1,5 µm de longueur ; extrémité antérieure conique ; col plat, de 3-4 µm de diamètre à son apex ; extrémité postérieure légèrement conique.

Trachelomonas klebsii (Deflandre) Stein emend. Deflandre (Fig. 202)

Logette cylindrique, brune, de 22-24 μm de longueur, 12-13 μm de largeur, à paroi ornée de minuscules épines ; extrémité antérieure conique, munie d'un col plat de 2 μm de diamètre ; extrémité postérieure également conique.

Trachelomonas megalacantha da Cunha var. *megalacantha* (Fig. 203)

Logette ovoïde brune, de 48-52 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, sans les épines ; extrémité antérieure conique et munie d'un col plat, de 6-7 μm de diamètre ; extrémité postérieure conique ; cellule entièrement recouverte d'épines longues de 5-16 μm .

Trachelomonas megalacantha var. *crenulatocollis* Bourrelly (Fig. 204)

Logette ovoïde, brune, de 54-55 μm de longueur, 40-42 μm de largeur, sans les épines ; extrémité antérieure conique et surmontée d'un col cylindrique crénelé, de 1,5-2 μm de longueur, avec un diamètre de 6-7 μm ; extrémité postérieure conique ; ensemble de la logette recouverte d'épines longues et robustes, de 14-24 μm de longueur.

Trachelomonas mirabilis Swirenko (Fig. 205)

Logette cylindro-conique, brune, de 33-35 μm de longueur sur 20-22 μm de largeur, à paroi ornée d'épines courtes, de 1,5-2 μm de longueur ; extrémité antérieure conique, prolongée par un col cylindrique, de 4-5 μm de longueur et 5 μm de diamètre, ornée d'une couronne d'épines ; extrémité postérieure conique.

Trachelomonas molesta Deflandre (Fig. 206)

Logette ellipsoïdale à fusiforme, brune, à paroi lisse, de 52 μm de longueur sur 20 μm de largeur ; extrémité antérieure conique, aiguë, surmontée d'un col cylindrique de 5-6 μm de longueur sur 20 μm de largeur ; extrémité postérieure effilée progressivement en une queue longue de 8-10 μm .

Trachelomonas naviculiformis var. *bourrellyi* Huber-Pestalozzi (Fig. 207)

Logette octogonale, brun foncé, 36-38 μm de longueur, 14-16 μm de largeur ; extrémité antérieure atténuée et prolongée par un col de 4 μm de longueur et un pore de 4 μm de diamètre ; extrémité postérieure également atténuée.

***Trachelomonas obtusa* var. *papillata* Drezepolski (Fig. 208)**

Logette cylindrique, brun foncé, de 26-28 µm de longueur, 10-12 µm de largeur ; paroi ornée de minuscules épines ; extrémité antérieure conique surmontée d'un col droit de 1-1,5 µm de longueur sur 2-3 µm de diamètre, extrémité postérieure atténuée légèrement en un « V ».

***Trachelomonas planctonica* Swirenko (Fig. 209)**

Logette ovoïde, brun foncé, de 23 µm de longueur, 16-18 µm de largeur, à paroi lisse, col presque cylindrique de 2-3 µm de longueur ; pore antérieur de 4-5 µm de diamètre.

***Trachelomonas scabra* var. *longicollis* Playfair (Fig. 210)**

Logette globuleuse, brun foncé, de 37-38 µm de longueur, 20-21 µm de largeur ; extrémité antérieure terminée par un col fléchi latéralement, de 5-6 µm de longueur et un pore de 6 µm de diamètre ; extrémité postérieure conique et dépourvue d'appendice caudal ; paroi épaisse et scabreuse.

***Trachelomonas superba* Swirenko emend. Deflandre (Fig. 211)**

Logette ovoïde, brune, de 42-43 µm de longueur, 20-22 µm de largeur, sans les épines ; paroi ornée d'épines de 3-5 µm de longueur ; extrémité antérieure conique, apex muni d'un col plat, de 5-6 µm de diamètre, entouré d'une couronne d'épines ; extrémité postérieure également conique.

***Trachelomonas sydneyensis* Playfair (Fig. 212)**

Logette ellipsoïdale à ovale, brune, de 42-45 µm de longueur, 22-23 µm de largeur, à paroi couverte d'épines éparses ; extrémité antérieure conique, surmontée d'un col cylindrique crénelé, de 4-5 µm de longueur et 7-8 µm de diamètre ; extrémité antérieure conique.

III.3.1.5. Embranchement des Chlorophyta

a. Famille des Volvocaceae

***Eudorina* Ehrenberg**

Cellules elliptiques ou globuleuses, en colonie ellipsoïdale ou cylindrique plus ou moins régulière, de 32 cellules, rarement 16 ou 8.

Eudorina elegans Ehrenberg (Fig. 213)

Forme coloniale, de 20-26 μm de diamètre, flagellée, proche de *Volvox*, à deux flagelles par cellule à peine visibles ici.

Pandorina Bory De St Vincent

Colonie globuleuse ou ellipsoïdale, de petite taille, groupant le plus souvent 16 cellules, et rarement 8-32, identiques, enrobées dans une enveloppe gélatineuse à 2 feuillets ; cellules très serrées les unes contre les autres, chacune munie de deux longs flagelles égaux ; chloroplaste en urne avec 1 ou plusieurs pyrénoides ; 2 vacuoles contractiles, 1 stigma de beaucoup plus grande taille vers le pôle antérieur.

Pandorina morum (Müller) Bory (Fig. 214)

Genre très proche de *Eudorina*, mais à cellules empaquétées et souvent anguleuses, de 10-12 μm de diamètre ; colonie de 46 μm de longueur, 31-33 μm de largeur.

Volvox (L.) Ehrenberg

Colonies énormes, sphériques ou ovoïdes, formées de cellules piriformes ou pyramidales, biflagellées, disposées à la surface, entourées par une paroi gélatineuse hexagonale par compression mutuelle des cellules voisines très souvent à aspect étoilé, du fait de leur réunion par des prolongements protoplasmiques.

Colonies en grande majorité essentiellement végétatives, sauf quelques-unes, morphologiquement identiques, capables de multiplication ou reproduction. Lors de la multiplication, les gonidies issues de cellules fertiles donnent chacune 2-60 colonies-filles mobiles incluses dans l'enveloppe de la colonie-mère, et libérées par rupture et dissociation de la colonie-mère. Reproduction par oogamie entre anthérozoïdes et oosphères.

Volvox aureus Ehrenberg (Fig. 215)

Colonie dioïque, de 296 μm de diamètre, rarement monoïque, sphérique, formée de 500-3 200 cellules elliptiques de 7-8 μm de diamètre, sans enveloppe distincte, et réunies entre elles par des connections cytoplasmiques filiformes.

Volvox mononae Smith (Fig. 216)

Colonie dioïque, de 50-350 μm de diamètre, relativement petite, de 500-2 000 cellules ovoïdes ou elliptiques, de 5-8 μm de diamètre, sans connections cytoplasmiques, munies souvent de gaines individuelles.

b. Famille des Chlorococcaceae

***Borodinella* Miller**

Colonies régulières, plus ou moins tétraédriques (Bourelly, 1972), de cellules agglomérées, sphériques, à plaste central étoilé muni d'un pyrénioïde médian et d'un noyau latéral.

***Borodinella polytetras* Miller (Fig. 217)**

Forme coloniale amorphe, souvent globuleuse, à cellules ovoïdes ou oblongues, de 40-55 µm de diamètre ; gaines des cellules individuelles ou de groupe de cellules, distinctes et non confluentes.

c. Famille des Oocystaceae

***Ankistrodesmus* Corda**

Cellules fusiformes, très allongées en aiguilles droites ou légèrement courbées, parfois même sigmoïdes ; multiplication par production de 2, 4, 8 autospores de même forme que la cellule-mère, au sein de l'enveloppe maternelle.

***Ankistrodesmus bernardii* Komárek (Fig. 218)**

Colonies de cellules, fortement arquées en croissants très fins, de 76-80 µm de longueur, 2-3 µm de largeur.

***Ankistrodesmus bibraianus* (Reinsch) Korshikov (Fig.219)**

Colonies de cellules, fortement arquées en croissants très fins, de 10-26 µm de longueur, 3-5 µm de largeur.

***Ankistrodesmus falcatus* (Corda) Ralfs (Fig. 220)**

Cellules falciformes, de 70-90 µm de longueur, 2-3 µm de largeur, très allongées en aiguilles droites ou légèrement courbées, un peu sigmoïdes, et agglomérées.

***Ankistrodesmus fusiformis* Corda (Fig. 221)**

Colonie constituée de cellules mutuellement croisées, de 19-57 x 1-6 µm, presque rectilignes et cylindriques au milieu, se rétrécissant progressivement vers les extrémités arquées.

***Oocystis* Nägeli**

Cellules ellipsoïdales, solitaires ou en colonies de 2 à 16 cellules, contenues dans une paroi-mère dilatée.

***Oocystis elliptica* W. West (Fig. 222)**

Colonies elliptiques, formées de 2-16 cellules ellipsoïdales, subglobuleuses, de 24-50 x 12-30 µm.

***Oocystis parva* W. et G.S. West (Fig. 223)**

Cellules solitaires ou en colonies de 2-8 cellules ellipsoïdales, de 4-16 x 2-8 µm ; plastes pariétaux et pourvus le plus souvent d'un pyrénioïde.

***Oonephris* Fott**

Cellules groupées irrégulièrement en colonies de 2, 4 ou 8 au sein de la cellule-mère élargie ; cellules-filles conservant souvent des fragments de la paroi de la cellule-mère ; cellules-filles de 11-58 x 7-48 µm, ellipsoïdales ou légèrement réniformes ; paroi cellulaire épaisse, parfois stratifiée, lisse ; chloroplastes des cellules jeunes stellaires, avec un pyrénioïde central, et devenant plus tard réticulés ; multiplication par formation de 2, 4, 8, 16 autospores ; pas de reproduction connue.

***Oonephris obesa* (West) Fott (Fig. 224)**

Cellules ellipsoïdales ou réniformes, de 25-28 x 12-15 µm, irrégulièrement groupées en colonies de 4 ou 8 cellules dans une paroi dilatée ; plaste spongiforme, réticulé, irrégulièrement rayonnant autour du pyrénioïde.

***Selenastrum* Reinsch**

Colonies de cellules, de 30-34 x 7-8 µm, fortement arquées en croissant épais, solitaires ou en colonies fasciculées, fusiformes, très allongées, en aiguilles droites ou légèrement courbées, parfois sigmoïdes.

***Selenastrum bibraianum* Reinsch (Fig. 225)**

Colonies de cellules de 30-34 µm de longueur, 7-8 µm de largeur, fortement arquées en croissant épais.

d. Famille des Radiococcaceae

***Coenochloris* Korshikov**

Thalles constitués de 2 à 16 cellules sphériques irrégulièrement rangées formant une colonie de 50 à 60 µm de diamètre ; paroi cellulaire lisse ; chloroplaste de forme très variable, toujours pariétal et unique, sans ou à pyrénocyste unique ; multiplication par formation de 2, 4, 8 autospores.

***Coenochloris pyrenoidosa* Korshikov (Fig. 226)**

Colonie sphérique, à cellules également sphériques de 6-15 µm de diamètre, souvent groupées en sous-colonies.

e. Famille des Dictyosphaeriaceae

***Dimorphococcus* A. Braun**

Thalle microscopique, colonial, libre, sphérique à ellipsoïdal ou irrégulier, de 50-150 µm de diamètre, ressemblant fortement à celles de *Dictyosphaerium*, contenant 4 à 16 cellules librement flottantes, de 8-12 µm de diamètre, toujours groupées par 4 et entourées d'une auréole gélatineuse.

***Dimorphococcus lunatus* A. Braun (Fig. 227)**

Colonies de 16, 32 ou 64 cellules de 8-12 µm de longueur, 4-6 µm de largeur chacune, de forme irrégulière, sans gaine gélatineuse ; colonie à sous-colonies de 4 cellules connectées par filaments gélatineux partant du centre ; sous-colonie, à deux types de cellules, à un seul chloroplaste légèrement courbé, avec un pyrénocyste: 2 cellules réniformes situées vers l'extérieur, les 2 autres cellules, cylindriques, situées vers l'intérieur.

***Dimorphococcus* sp1. (Fig. 228)**

Colonies composées de cellules de forme irrégulière, de 5-18 µm de longueur, 3-6 µm de largeur, pour la plupart courbées en croissant, connectées entre-elles par des filaments gélatineux.

***Dimorphococcus* sp2. (Fig. 229)**

Colonies formées de cellules sphériques, de 5-7 µm de diamètre, connectées entre-elles par des filaments gélatineux.

f. Famille des Scenedesmaceae

***Actinastrum* Lagerheim**

Cellules groupées en étoile irrégulière de 4 ou 8 cellules (rarement 16) rayonnantes dans tous les plans de l'espace, cylindriques, cunéiformes ou en massue, avec un plaste pariétal et un pyrénioïde.

***Actinastrum hantzschii* var. *fluviatile* Schröder (Fig. 230)**

Cellules étroitement cylindriques, fusiformes et rétrécies aux extrémités, groupées en colonie étoilée de 4-8 cellules de 10-40 x 2-4 μm ; plaste pariétal, pourvu d'un seul pyrénioïde.

***Coelastrum* Nägeli**

Cellules de formes diverses, groupées par 4, 8, 16, 32 cellules en colonies sphériques creuses ; cellules unies entre elles par un certain nombre d'appendices plus ou moins longs.

***Coelastrum astroideum* De Notaris (Fig. 231)**

Colonies sphériques creuses, de 40-43 μm de diamètre, formées de 16-32 cellules ovoïdes, périphériques, de 8-10 μm de diamètre, à protrusion sur le côté par épaissement de la paroi cellulaire.

***Coelastrum cambricum* West (Fig. 232)**

Cénobe sphérique, formé de 8-64 cellules globuleuses, parfois ovoïdes, avec un diamètre de 100 μm , à extrémité étroite vers l'extérieur ; colonie entourée par une gaine, et à cellules coloniales reliées entre elles par une gelée à peine visible laissant de petits espaces intercellulaires ; cellules périphériques munies d'une excroissance tronquée sur le côté.

***Coelastrum indicum* Turner (Fig. 233)**

Colonie sphérique, de 54-55 μm de diamètre, libre, formée de 8, 16, 32, 64 cellules polygonales, de 10-15 μm de diamètre.

***Coelastrum microporum* Nägeli (Fig. 234)**

Colonie sphérique, de 40-43 μm de diamètre, composée de 16-32 cellules, de 10-11 μm de diamètre.

***Crucigenia* Morren**

Cénobes plats, rectangulaires, carrés, circulaires ou rhombiques, avec un petit méat central, formés de 4 cellules plus ou moins aplaties de forme variées, triangulaires, ellipsoïdales, trapézoïdales ou en quart de cercle.

***Crucigenia fenestrata* Schmildle (Fig. 235)**

Cénobes plats, rhombiques, formés de 4 cellules hexagonales de 6-10 μm de longueur sur 4-7 μm de largeur.

***Crucigenia rectangularis* (Nägeli) Komárek (Fig. 236)**

Cénobes plats, rectangulaires, de 8-14 μm de longueur, 7-10 μm de largeur, formés de 4 cellules trapézoïdales, de 5-8 μm de longueur, 3-5 μm de largeur.

***Crucigenia tetrapedia* (Kirchner) W. et G.S. West (Fig. 237)**

Cénobes plats, carrés, de 6-7 μm de côté, formés de 4 cellules triangulaires de 4-6 μm de côté.

***Scenedesmus* Meyen**

Cellules de forme ellipsoïdale ou fusiforme, groupées par 4 ou 8 en séries linéaires pour former une colonie plate, de cellules disposées côte à côte et parallèlement à leurs grands axes ; cénobe de 2, 4, 8, 16, ou rarement 32 cellules, constitués de 2 rangées alternantes de 4 cellules, à paroi lisse ou verruqueuse ; pôles souvent ornés d'épines ou d'aiguillons plus ou moins longs ; plaste portant généralement un pyrénioïde bien visible ; multiplication par sporulation, chaque cellule donnant un nouveau cénobe complet.

***Scenedesmus acuminatus* (Lagerheim) Chodat (Fig. 238)**

Cénobe plan de 2 à 8 cellules (2 cellules ici), de 50-52 μm de longueur, 6-8 μm de largeur dans leur partie médiane, fusiformes, acuminées, accolées par leur face convexe.

***Scenedesmus acutus* Meyen (Fig. 239)**

Cénobe plan, formé de 4-8 cellules (8 cellules ici) de 26-30 μm de longueur, 6-8 μm de largeur dans leur partie médiane, en forme de croissant ou fusiformes, aiguës aux pôles, disposées en 2 rangées alternantes de 4 cellules ; cellules externes en forme de croissant et effilées aux extrémités ; cellules internes fusiformes et moins effilées aux extrémités.

Scenedesmus bicaudatus Dedusenko (Fig. 240)

Cénobe plan, formé de 2 cellules de 10-12 µm de longueur sans les aiguillons, 6-7 µm de largeur dans leur partie médiane, disposées de façon alterne, et portant chacune un seul aiguillon de 8-9 µm de longueur, au pôle opposé de l'autre.

Scenedesmus denticulatus var. ***linearis*** Hansgirg (Fig. 241)

Cénobe linéaire, formé de 4 cellules de 24-28 µm de longueur, 10-12 µm de largeur dans leur partie médiane, et munies d'une courte épine arquée à l'un des pôles.

Scenedesmus intermedius Chodat (Fig. 242)

Cénobe formé de cellules ovoïdes de 25-27 µm de longueur, sans les aiguillons, 10-13 µm de largeur dans leur partie médiane ; cellules externes, munies de 2 aiguillons arqués de 15-20 µm de longueur ; cellules internes sans épines.

Scenedesmus javanensis Chodat (Fig. 243)

Cénobe formé de 4-8 cellules fusiformes ou falciformes de 27-40 µm de longueur, 3-4 µm de largeur dans leur partie médiane ; cellules disposées en séries alternes en zigzag, pôle d'une cellule, collé au milieu du côté de la cellule suivante.

Scenedesmus magnus Meyen (Fig. 244)

Cénobe formé de 4 cellules de 29-30 µm de longueur, sans les aiguillons, 10-15 µm de largeur dans leur partie médiane, disposées en deux séries alternantes ; cellules marginales munies de deux épines arquées, de 20-25 µm de longueur ; cellules internes alternes et munies d'une seule épine également arquée, de 20-21 µm de longueur sur l'un des pôles.

Scenedesmus naegelii Brébisson (Fig. 245)

Cénobes formés de cellules fusiformes, atténuées aux pôles, de 18-20 µm de longueur sans les aiguillons, 5-6 µm de largeur dans leur partie médiane, accolées sur 1/3 ou 1/2 de leur longueur ; cellules marginales à 2 aiguillons de 10-25 µm de longueur aux deux pôles ; 2 séries alternantes de 3 cellules internes, portant chacune 1 aiguillon de 12-16 µm de longueur.

Scenedesmus obtusus var. ***obtusus*** fo. ***obtusus*** (Fig. 246)

Cénobe, de 8 cellules ovoïdes de 15-18 µm de longueur, 7-9 µm de largeur dans leur partie médiane, disposées en 2 rangés de 4 cellules effilées aux pôles.

***Scenedesmus obtusus* var. *obtusus* fo. *alternans* (Reinsch) Compère (Fig. 247)**

Cénobe de 2, 4 à 8 cellules ellipsoïdales ou oblongues, de 15-16 µm de longueur, 5-6 µm de largeur dans leur partie médiane, disposées en une rangée ou, après division, en 2 rangées alternantes.

***Scenedesmus opoliensis* var. *mononensis* Chodat (Fig. 248)**

Cénobes formés de 2 cellules en croissant, de 15-16 µm de longueur, sans les aiguillons, 4-5 µm de largeur dans leur partie médiane, prolongées à chaque pôle par 1 aiguillon de 15-16 µm de longueur.

***Scenedesmus pannonicus* Hortobágyi (Fig. 249)**

Cénobe formé de 4 cellules ovoïdes, alternes étroitement accolées, de 27-28 µm de longueur, sans les aiguillons, 10-14 µm de largeur ; cellules marginales munies de deux aiguillons longs et arqués, de 20-22 µm ; cellules internes alternes et pourvues chacune d'un seul aiguillon arqué de 20-22 µm de longueur.

***Scenedesmus perforatus* Lemmermann (Fig. 250)**

Cénobe plan, perforé, formé de 4 cellules cylindriques, de 18-20 µm de longueur, sans les aiguillons, 6-8 µm de largeur ; cellules marginales munies de 2 aiguillons arqués, de 10-16 µm de longueur, cellules internes dépourvues d'aiguillons.

***Scenedesmus protuberans* Fritsch et Rich (Fig. 251)**

Cénobes formés généralement de 4 cellules oblongues, arrondies vers l'extrémité, de 27-29 µm de longueur, sans les aiguillons, 10-12 µm de largeur, disposées en une seule rangée ; cellules externes terminées par 2 aiguillons arqués, de 20-22 µm de longueur ; cellules internes portant à chaque pôle une excroissance en forme de croissant.

***Scenedesmus quadricauda* (Turpin) Brébisson (Fig. 252)**

Cénobe linéaire, formé de 4-8 cellules oblongues, de 25-28 µm de longueur, sans les aiguillons, 12-13 µm de largeur ; cellules externes munies de 2 aiguillons, de 20-23 µm de longueur ; cellules internes dépourvues d'aiguillons.

Scenedesmus smithii Teiling (Fig. 253)

Cénobe, de 4-8 cellules (4 cellules ici) ovoïdes, largement arrondies aux pôles, de 12-15 µm de longueur, 8-10 µm de largeur ; une couronne de 4 aiguillons, aux pôles des cellules externes, une couronne de 4 aiguillons, sur un seul pôle des cellules internes.

Tetradesmus G.M. Smith

Cénobes formés par un faisceau de 4 ou 8 cellules fusiformes, à un plaste et un pyrénioïde.

Tetradesmus wisconsinensis var. ***wisconsinensis*** fo. ***sibirica*** (Printz) Fott et Komárek (Fig. 254)

Cénobe de 4 cellules de 23-27 µm de longueur, 5-6 µm de largeur, accolées par leur face dorsale.

Tetrallantos Teiling

Cénobe à silhouette du signe typographique « paragraphe : § », formé de 2 à 4 cellules en croissant à extrémités arrondies, comportant un plaste et un pyrénioïde, jointes par 1 ou 2 pôles, les 2 autres dans un plan perpendiculaire au premier et réunies aussi à un 1 pôle des 2 autres cellules.

Tetrallantos lagerheimii Teiling (Fig. 255)

Cénobe à silhouette du signe typographique « § », formé de 4-8 cellules en croissant ou réniformes, allongées, arrondies aux pôles, de 10-24 µm de longueur, 3-8 µm de largeur.

g. Famille des Hydrodictyaceae

Pediastrum Meyen

Formes cénobiales disciformes à stellaires, pleines, perforées ou clathrées, flottant librement, formées de 2-128 cellules, disposées en une seule couche ; cellules marginales polygonales, terminées par 1, 2 ou 4 cornes hyalines ; cellules internes également polygonales mais dépourvues de cornes terminales ; paroi cellulaire lisse, granuleuse ou couverte d'un maillage de crêtes fines, sans gaine gélatineuse ; chloroplaste pariétal, disciforme d'abord, remplissant plus tard toute la cellule, à 1-4 pyrénioïdes ; multiplication par division des contenus cellulaires en 2, 4, jusqu'à 128 zoospores biciliées, expulsées d'une vésicule gélatineuse.

Pediastrum biradiatum Meyen (Fig. 256)

Cénobe circulaire, formé de 16 cellules, de 12-17 µm de longueur, 10-17 µm de largeur, à marges concaves entre les lobes également courts ; cellules externes (11 cellules), à 4 cornes chacune ; cellules internes (5 cellules), disposées en anneau, isolant, une grande lacune centrale, et quelques petites lacunes entre-elles et l'anneau de cellules externes.

Pediastrum boryanum (Turpin) Meneghini (Fig. 257)

Cénobe circulaire à ovoïde, de 16 cellules, à paroi cellulaire lisse ou granuleuse, de 16-18 µm de longueur, 11-20 µm de largeur, disposées en anneaux concentriques, sans méats ; cellules internes à 4-6 faces droites ; moitié interne des cellules marginales, à forte ressemblance avec les cellules centrales ; moitié externe des cellules marginales, à prolongements terminés par de courtes épines (2 cornes ou épines) ; intervalle entre les deux cornes cellulaires, profondément échancré.

Pediastrum clathratum (Schröder) Lemmermann (Fig. 258)

Cénobe circulaire, généralement perforé, rarement plein, formé de 4-32 cellules (ici 16 cellules), à paroi lisse ou finement granulée, de 24-30 µm de longueur, 10-12 µm de largeur ; cellules marginales (12 cellules), disposées en anneau, et pourvues d'un appendice simple, assez long, tronqué au sommet ; cellules internes (4 cellules), disposées en anneau, presque triangulaires, avec des flancs tronqués ; 2 anneaux isolant une petite lacune centrale et de granules périphériques.

Pediastrum duplex Meyen var. *duplex* (Fig. 259)

Cénobe circulaire, à nombreuses perforations, de 88-90 µm de diamètre, formé de cellules de 12-20 µm de longueur, 12-17 µm de largeur, profondément échancrées ; cellules externes, en un anneau de 10 cellules, munies de 2 cornes ; cellules internes (6 cellules), en anneau de 5 cellules entourant une cellule centrale.

Pediastrum duplex var. *asperum* A. Braun (Fig. 260)

Cénobe circulaire, concentrique, à nombreuses perforations, formé de 32 cellules, de 20-27 µm de longueur, 8-24 µm de largeur ; cellules marginales (15 cellules) bicornes ; cellules internes (17 cellules), plus courtes, en 2 anneaux de 10 et 6 cellules avec une cellule centrale.

Pediastrum duplex* var. *punctatum (Krieger) Parra (Fig. 261)

Cénobe perforé, formé de 4-64 cellules à paroi finement ponctuée, de 20-30 µm de longueur, 30-34 µm de largeur ; cellules marginales pourvues de 2 appendices larges ; cellules internes plus courtes.

Pediastrum duplex* var. *rugulosum Raciborski (Fig. 262)

Cénobe perforé, ovoïde, formé de 4-64 cellules à paroi irrégulièrement crénelée et granuleuse, de 25-30 µm de longueur, 20-25 µm de largeur ; cellules marginales pourvues de 2 cornes larges ; cellules internes plus courtes et dépourvues de cornes.

Pediastrum obtusum Lucks (Fig. 263)

Cénobe de forme irrégulière, formé de 28 cellules à 5 faces, séparées par de petits interstices, de 20-36 µm de longueur, 16-26 µm de largeur ; cellules marginales pourvues d'appendices courts à sommet tronqué.

Pediastrum simplex Meyen var. *simplex* (Fig. 264)

Cénobe perforé, formé de 2 anneaux de 16 cellules ; cellules marginales (11 cellules), de 20-25 µm de longueur, 8-10 de largeur, pourvues d'un appendice très long et tronqué au sommet ; cellules internes (5 cellules) quadrangulaires, de 8-10 µm de côté.

Pediastrum simplex* var. *echinulatum Wittrock (Fig. 265)

Cénobe circulaire, de 63-67µm de diamètre, formés de 8 cellules ; cellules externes (7 cellules), de 20-28 µm de longueur, 10-12 µm de largeur, pourvues d'un appendice très long et tronqué au sommet ; cellule interne quadrangulaire (1 cellule), de 10-12 µm de côté

Pediastrum tetras (Ehrenberg) Ralfs var. *tetras* (Fig. 266)

Cénobe subcirculaire, de 40-42 µm de diamètre, composé de 8-32 cellules (ici 8 cellules), à sinus étroit et profond, formant 2 lobes et 4 lobules ; cellules périphériques, de 15-18 µm de longueur, 5-15 µm de largeur, pourvues de 4 lobules ; cellules centrales de 10-12 µm de longueur et 8-10 de largeur, dépourvues de lobules.

Pediastrum tetras* var. *tetraodon (Corda) Hansgirg (Fig. 267)

[= *T. tetras* (Ehrenberg) Ralfs var. *tetras*]

Cénobe presque carré, formé généralement de 4 cellules, de 8-10 µm de diamètre, profondément incisées.

Sorastrum Kützing

Cellules piriformes, en croissant de lune ou réniformes, réunies en colonies sphériques de 8 à 32 cellules rayonnantes, reliées à un corps polyédrique central par un long pédicelle ; face distale des cellules munie de 1, 2, ou 4 épines ; chloroplaste diffus, avec 1 seul pyrénoloïde.

Sorastrum americanum (Bohlin) Schmidle (Fig. 268)

Cénobes sphériques, formés de cellules cordiformes à pyramidales, aussi longues que larges, de 7-17 μm de côté, pourvues de quatre fortes épines de 10-17 μm de longueur, droites, dirigées vers l'extérieur ; sphère centrale creuse.

Sorastrum spinulosum Nägeli (Fig. 269)

Cénobe formé, de 4 à 32 cellules de 5-19 μm de largeur, 20-22 μm de longueur, largement réniformes à cunéiformes, munies vers l'extérieur de 4 épines relativement courtes, de 5-6 μm de longueur, reliées au centre par un court pédicelle.

h. Famille des Ulotrichaceae

Uronema Lagerheim

Filament simple, non ramifié, formé de cellules cylindriques ; cellule basale toujours munie de crampon d'attache ; cellule apicale également cylindrique et effilée vers l'apex.

Uronema elongatum Hodgetts (Fig. 270)

Filament à cellules cylindriques, allongées, de 60- 88 μm de longueur sur 12-14 μm de diamètre ; chloroplaste pariétal, muni de 2 pyrénoloïdes ; cellule terminale asymétrique, effilée en une pointe émoussée, souvent légèrement incurvée ; espèce comparable au stade germinatif de *Ulothrix* ou même de certaines espèces de Chaetophoraceae (*Stigeoclonium*, *Chaetophora*) ; cellule apicale, et crampon de la cellule basale, plutôt persistants jusqu'à maturité chez *Uronema* que chez *Ulothrix*.

i. Famille des Coleochaetaceae

Coleochaete De Brébisson

Algue épiphyte ou endophyte à thalle de structure variée, selon Bourrelly (1972) :

- formes à filaments libres, irrégulièrement ramifiés, avec rameaux rampants et dressés ;
- formes en coussinets hémisphériques à filaments libres, radiaux, à ramifications dichotomiques ;

- thalles plats, discoïdaux à structure radiale et filaments coalescents au centre, et libres vers la périphérie ;
- thalles discoïdes à une seule couche de cellules formant un pseudoparenchyme par union complète de filaments radiaux.

Coleochaete arundinacea (Montagne) de Toni (Fig. 271)

Algues épiphytes, à thalle discoïde composé d'une seule couche de cellules de 8-12 μm de largeur, formant des taches discoïdes de couleur orange, à contour arrondi et à marge entièrement lobée.

Coleochaete pulvinata A. Braun (Fig. 272)

Thalles monoïques, plats, discoïdes, à structure radiale et filaments coalescents au centre, et libres vers la périphérie, formés de cellules de 8-10 μm de diamètre sur 10-30 μm de longueur ; oogone incluse dans le cortex, mesurant 40-50 μm de diamètre.

Coleochaete scutata Brébisson (Fig. 273)

Thalles libres, irrégulièrement ramifiés, formés de rameaux rampants et de rameaux dressés, constitués de cellules cylindriques ayant 10-16 μm de diamètre et 12-24 μm de longueur.

Coleochaete soluta Pringsheim (Fig. 274)

Thalles ramifiés, formés de cellules cylindriques, de 12-16 μm de longueur et 10-20 μm de diamètre.

j. Famille des Chaetophoraceae

Stigeoclonium Kützing

Thalle à partie dressée et partie rampante, formé de filaments unisériés, irrégulièrement ramifiés, ou souvent réduit à une masse de cellules pseudoparenchymateuses ; partie dressée, à branches primaires et secondaires alternes ou opposées ; branches secondaires composées de cellules plus petites que celles de l'axe principal ; chloroplaste pariétal.

Stigeoclonium aestivale (Hazen) Collins (Fig. 275)

Thalle filamenteux, ramifié, formé d'une partie rampante et d'une partie dressée, la partie dressée du thalle, ramifiée, avec des filaments unisériés ; cellules de l'axe principal, de 30-34 µm de longueur, 6-10 µm de diamètre ; cellules de l'axe secondaire, de 10-20 µm de longueur, 4-10 µm de diamètre ; cellules basales de la partie rampante, de 16-12 µm de longueur, et 8-16 µm de diamètre.

k. Famille des Aphanochaetaceae

Chaetonemopsis Gauthier-Lièvre

Thalle filamenteux, ramifié, à filaments rampants unisériés, à cellules cylindriques ; rameaux dressés à cellules courtes et à ramifications unilatérales naissant sur les filaments rampants ; cellules pourvues de 1 à 3 poils hyalins, unicellulaires, à base renflée.

Chaetonemopsis pseudobulbochaete Gauthier-Lièvre (Fig. 276)

Thalle filamenteux, ramifié, rampant, unisérié, à cellules cylindriques, de 20-30 µm de longueur, 12-16 µm de diamètre ; filaments rampants, supportant des rameaux dressés à cellules courtes et à ramifications latérales ; cellules pourvues de 1 à 3 poils hyalins, unicellulaires, à base renflée et présentant un plaste pariétal, à un pyrénocyste.

l. Famille des Oedogoniaceae

Bulbochaete Agardh

Thalles filamenteux, fixés à la base par un crampon, unisériés, ramifiés, portant des poils à base bulbeuse ; même type de multiplication que chez *Oedogonium*. Selon le mode de division de la cellule-support située sous l'oogone : - *Bulbochaete* ellipsosporés ;

- *Bulbochaete* globosporés.

Bulbochaete gigantea Pringsheim (Fig. 277)

Thalle ramifié, formé de cellules végétatives de 10-16 µm de diamètre et 18-34 µm de longueur ; oogones de 24-40 µm diamètre.

Bulbochaete praereticulata Jao (Fig. 278)

Thalle ramifié, à cellules végétatives de 10-17 µm de diamètre, 25-35 µm de longueur ; oogones, de 24-40 µm diamètre.

Oedogonium Link

Filaments unisériés, fixés à leur base et non ramifiés ; cellule basale variable selon l'espèce, souvent conique avec à la base de nombreux crampons, parfois hémisphérique ou globuleuse ; cellule terminale du filament arrondie ou allongée en soie, ou même renflée, capitée ; cellules du filament, cylindriques ou tronconiques, à marge ondulée, contour hexagonal étiré.

Paroi ornée de pores plus ou moins saillants, disposés en lignes hélicoïdales chez quelques espèces ; cellules cylindriques, ondulées, hexagonales, apex du filament arrondi, avec poil ou simplement renflé, capité ; mode de reproduction (macrandrique, monoïque ou dioïque ; nannandrique gynandrosporé ou idioandrosporé) ; oogone sphérique ou elliptique, à marge lisse ou pourvue de prolongements latéraux, et de pore ou fente ; oogone mâle nain ; cellule support de l'oogone normale ou renflée.

Oedogonium acryosporum Nordstedt et Hirn (Fig. 279)

Filament unisérié, non ramifié, à paroi lisse, formé, de cellules végétatives cylindriques, de 30-40 μm de longueur, 10-12 μm de diamètre ; oogone, plus ou moins sphérique, de 30-42 μm de diamètre.

Oedogonium undulatum (Brébisson) A. Braun *in* De Bary var. ***undulatum*** (Fig. 280)

Filament unisérié, non ramifié, formé de cellules végétatives à paroi présentant une série de 4 ondulations ; cellules cylindriques, de 50-66 μm de longueur, 10-24 μm de diamètre ; cellule basale munie d'un crampon ; cellule terminale à apex conique.

Oedogonium undulatum var. ***senegalense*** (Nordstedt) Hirn (Fig. 281)

Filament unisérié, non ramifié, formé de cellules végétatives, à paroi présentant une série d'ondulations, de 52-56 μm de longueur, et 10-12 μm de diamètre ; cellules basales de 54 μm de longueur, 10-14 μm de diamètre ; oogones de 56 μm longueur, 44 μm de diamètre ; oosphères de 4-6 μm de diamètre.

Oedogonium curtum Wittrock et Lundell (Fig. 282)

Filament unisérié, non ramifié, formé de cellules végétatives à paroi lisse, de 30-45 μm de longueur, 12-15 μm de diamètre ; oogones de 25-30 μm de longueur, 40-45 μm de diamètre.

Oedogonium paulense Nordstedt et Hirn (Fig. 283)

Filament unisérié, non ramifié, formé de cellules végétatives à paroi lisse, de 50-60 µm de longueur, 18-22 µm de diamètre ; oogones, de 60-70 µm de longueur, 45-50 µm de diamètre ; striation longitudinale ; cellules végétatives à anthéridies de 10-12 µm de longueur, 6-8 µm de diamètre.

Oedogonium reinschii Roy (Fig. 284)

Filament unisérié, non ramifié, formé de cellules végétatives de 12-18 µm de longueur, 10-15 µm de diamètre, à paroi lisse, présentant un renflement.

m. Familles des Desmidiaceae

Actinotaenium (Nägeli) Teiling

Cellules solitaires, circulaires en section transversale ou en vue apicale, cylindriques, fusiformes, à pôle arrondis ; isthme médian, et peu marqué ; paroi dépourvue d'ornementations, mais pourvue de pores ou de scrobiculations parfois saillants en granules ; plaste étoilé en vue apicale, avec un pyrénôïde central, plus rarement, 2 ou 3 pyrénôïdes par hémisomate chez les grandes espèces, ou plastes pariétaux rubanés, avec de nombreux pyrénôïdes chez d'autres espèces.

Actinotaenium capax var. *minus* (Schmidle) Růžička et Pouzar ex Teiling (Fig. 285)

Cellule cylindrique, à paroi lisse, de 62-64 µm de longueur, 36-38 µm de largeur, à constriction faible ; isthme large de 33-34 µm.

Actinotaenium elongatum (Raciborski) Teiling (Fig. 286)

Cellule cylindrique, fusiforme, atténuée aux pôles, à paroi lisse, de 84-85 µm de longueur, 25-28 µm de largeur, à constriction faible ; isthme de 22 µm de largeur ; chloroplaste allongé, parfois divisé en 2 ou 3 parties.

Actinotaenium turgidum (Brébisson) Teiling (Fig. 287)

Cellule ovoïde, atténuée aux pôles, à paroi lisse, de 87-89 de longueur, 70-72 µm de largeur, à constriction faible ; isthme de 68 µm de largeur ; chloroplaste allongé.

Closterium Nitzsch ex Ralfs

Cellules solitaires, toujours plus longues que larges, dépassant souvent 800 µm (à l'exception de 2 espèces dépassant 1 mm), effilées de la région médiane vers l'apex, droites

fusiformes, ou sigmoïdes, présentant généralement plusieurs degrés de courbures, rarement droites et parallèles dans la région médiane ; paroi, le plus souvent lisse ; marge de la face interne (ventrale) légèrement tuméfiée (renflée) ; section transversale circulaire, à constriction à peine visible au niveau des lignes de suture de la cellule ; chloroplaste en ruban chez certaines espèces ; noyau en position axiale et centrale ; nombre de pyrénoides variable ; bandes ou pseudo-bandes ceinturantes présentes ou absentes ; cellules vertes ou brunes, lisses ou avec stries longitudinales, séparées par des punctuations, souvent proéminentes aux extrémités des cellules, munies de pores ; les vacuoles terminales au sein de l'apex contiennent un ou plusieurs cristaux inorganiques ; plaste étoilé en vue apicale, avec un pyrénouïde central, rarement 2 ou 3 pyrénouïdes par hémisomate ; plastes pariétaux rubanés avec de nombreux pyrénouïdes, chez d'autres espèces.

Closterium abruptum* var. *africanum Fritsch et Rich (Fig. 288)

Cellule verte, courbée, atténuée vers les extrémités, largement tronquée aux pôles, à paroi lisse, de 160-161 μm de longueur, 16-18 μm de largeur médiane ; apex de 6-8 μm de largeur ; chloroplaste à 4-6 pyrénouïdes.

Closterium acerosum (Schrank) Ehrenberg var. ***acerosum*** (Fig. 289)

Cellule verte, légèrement courbée, atténuée vers les extrémités, à paroi finement striée, de 168-170 μm de longueur, 11-12 μm de largeur ; apex de 3-4 μm de largeur ; chloroplaste à 6-16 pyrénouïdes en série longitudinale.

Closterium acerosum* var. *angolense W. et G.S. West (Fig. 290)

Cellule verte, très peu courbée, étroitement aiguë-arrondie aux pôles, à paroi finement striée, de 280 μm de longueur, 14 μm de largeur ; apex large de 6-8 μm ; chloroplaste à 1-2 pyrénouïdes.

Closterium acutum (Lyngbye) Brébisson (Fig. 291)

Cellule verte, légèrement courbée, atténuée depuis le milieu, aiguë aux pôles, à paroi lisse, de 111 μm de longueur, 6 μm de largeur ; apex large de 2 μm ; chloroplaste à 2-4 pyrénouïdes.

Closterium archerianum Cleve (Fig. 292)

Cellule verte, fortement courbée, de 272-276 μm de longueur, 18-20 μm de largeur, régulièrement atténuée en un apex de 4-5 μm de largeur ; chloroplaste à 5-6 pyrénouïdes.

Closterium baillyanum (Ralfs) Brébisson (Fig. 293)

Cellule verte, légèrement courbée, de 214-216 μm de longueur, 24-26 μm de largeur ; apex large de 9-10 μm ; lignes de suture présentes dans sa partie médiane.

Closterium closterioides var. ***intermedium*** (Roy et Bisset) Růžička (Fig. 294)

Cellule verte, très grande, presque droite, de 740-744 μm de longueur, 72-80 μm de largeur ; apex large de 12-16 μm et muni d'un pore ; chloroplaste à 8-12 nervures et 3-5 pyrénoides par hémisomate.

Closterium cynthia De Notaris (Fig. 295)

Cellule courbée, atténuée et arrondie aux pôles, de 112-114 μm de longueur, 18-20 μm de largeur, apex de 4-6 μm de largeur ; paroi striée longitudinalement ; présence de bandes d'élongation perpendiculaires aux stries.

Closterium dianae Ehrenberg ex Ralfs var. ***diana***e (Fig. 296)

Cellule courbée, plus longue que large, de 194-196 μm de longueur, 16-18 μm de largeur ; apex large de 3-4 μm ; renflée dans leur partie médiane ; paroi lisse et pourvue d'un pore aux pôles.

Closterium dianae var. ***arcuatum*** (Brébisson) Rabenhorst (Fig. 297)

Cellule courbée, plus longue que large, de 198-200 μm de longueur, 25-26 μm de largeur ; apex large de 6 μm ; paroi striée longitudinalement ; chloroplaste à 5 pyrénoides par hémisomate.

Closterium dianae var. ***brevius*** (Petkoff) Krieger (Fig. 298)

Cellule courbée, plus longue que large, légèrement renflée dans sa partie médiane, de 164-166 μm de longueur, 22-24 μm de largeur ; apex, de 4 μm de largeur et pourvu d'un pore ; chloroplaste à 4 pyrénoides par hémisomate ; paroi lisse.

Closterium ehrenbergii Meneghini ex Ralfs (Fig. 299)

Cellule courbée, légèrement renflée dans sa partie médiane, de 272-276 μm de longueur, 52-54 μm de largeur ; apex large de 10-12 μm ; paroi lisse ; chloroplaste à pyrénoides épars et nombreux.

Closterium gracile (Brébisson) Ralfs (Fig. 300)

Cellule verte, droite, courbée légèrement aux extrémités, de 158-160 µm de longueur, 5-6 µm de largeur ; apex de 2-4 µm de largeur ; paroi lisse, pourvue d'un pore à chaque pôle ; chloroplaste à 5-6 pyrénoides.

Closterium intermedium Ralfs (Fig. 301)

Cellule verte, légèrement courbée, de 656-660 µm de longueur, 40-48 µm de largeur ; apex de 12-16 µm, muni d'un pore ; paroi striée longitudinalement ; bandes d'élongation également présentes ; chloroplaste souvent en bandes interrompues.

Closterium kuetzingii Brébisson var. *kuetzingii* (Fig. 302)

Cellule fusiforme, de 632 µm de longueur, 14-27 µm de largeur, rétrécie aux extrémités en un long appendice hyalin ; apex large de 2-3 µm ; paroi striée longitudinalement ; chloroplaste à 4-7 pyrénoides.

Closterium kuetzingii var. *minus* Compère (Fig. 303)

Cellule verte, fusiforme, plus petite que l'espèce-type, de 160-200 µm de longueur, 8-10 µm de largeur ; apex large de 2 µm ; paroi striée longitudinalement ; chloroplaste à 4-5 pyrénoides.

Closterium lanceolatum var. *parvulum* W. et G.S. West (Fig. 304)

Cellule verte, presque droite, de 120-200 µm de longueur, 21-35 µm de largeur, légèrement rétrécie vers les extrémités ; apex large de 4 à 6 µm ; paroi lisse ; pyrénoides disposés sans ordre dans les chloroplastes.

Closterium leibleinii Ralfs (Fig. 305)

Cellule verte, courbée, renflée dans sa partie médiane, de 170 µm de longueur, 32 µm, de largeur ; apex large de 6 à 8 µm ; paroi lisse ; chloroplastes à 4-8 crêtes longitudinales et 4-8 pyrénoides alignés sur un rang.

Closterium lineatum Ehrenberg ex Ralfs var. *lineatum* (Fig. 306)

Grande cellule verte, droite, de 672-680 µm de longueur, 28-32 µm de largeur : apex large de 12-16 µm ; paroi striée longitudinalement ; chloroplaste à 12-18 pyrénoides.

Closterium lineatum* var. *africanum (Schmidle) Krieger (Fig. 307)

Grande cellule verte, de 752-760 μm de longueur, 64-68 μm de largeur, légèrement arquée et munie d'une ceinture médiane divisant la cellule en 2 hémisomates ; apex large de 12-16 μm , et muni d'un pore ; chloroplaste à pyrénoides épars et nombreux.

Closterium littorale Gay (Fig. 308)

Cellule verte, courbée, légèrement renflée dans sa partie médiane, de 130-132 μm de longueur, 24 μm de largeur médian, tronquée aux pôles ; apex de 8 μm de largeur.

Closterium lunula (Müller) Nitzsch var. *lunula* (Fig. 309)

Cellule verte, courbée, largement renflée dans sa partie médiane, de 172-174 μm de longueur, 40-42 μm de largeur ; apex de 4-6 μm ; paroi lisse ; chloroplaste granuleux.

Closterium lunula* var. *maximum Borge (Fig. 310)

Cellule courbée, légèrement renflée dans sa partie médiane, de 206-274 μm de longueur, 52-62 μm de largeur ; apex de 6-10 μm ; paroi lisse ; chloroplaste à pyrénoides épars et nombreux.

Closterium moniliferum* var. *submoniliferum (Woronichin) Krieger (Fig. 311)

Cellule verte, robuste et arquée, de 230-232 μm de longueur, 40-42 μm de largeur, renflée dans sa partie médiane ; apex de 10 μm ; pyrénoides plus ou moins régulièrement répartis dans les chloroplastes.

Closterium nematodes Joshua var. *nematodes* (Fig. 312)

Cellule verte, fortement arquée en croissant, de 154-156 μm de longueur, 31-33 μm de largeur, renflée dans sa partie médiane ; apex large de 7-8 μm ; paroi lisse et ornée de stries longitudinales très serrées.

Closterium nematodes* var. *tumidum G.S. West (Fig. 313)

Cellule verte, fortement arquée en croissant, effilée, de 140-142 μm de longueur, 16-17 μm de largeur ; apex large de 4-5 μm ; paroi lisse et ornée de stries longitudinales très serrées.

Closterium nordstedtii Chodat (Fig. 314)

Cellule droite, légèrement courbée vers les extrémités, de 150-250 µm de longueur, 14-16 µm de largeur ; apex de 2-3 µm ; paroi striée longitudinalement ; chloroplaste à 4-7 pyrénoides.

Closterium parvulum Nägeli (Fig. 315)

Cellule verte, courbée, atténuée et plus ou moins aiguë aux pôles, de 126-128 µm de longueur, 20-22 µm de largeur ; apex de 4-6 µm ; chloroplaste à 2-5 pyrénoides par hémisomate.

Closterium praelongum var. ***brevius*** Nordstedt (Fig. 316)

Cellule droite ou légèrement courbée, de 182-183 µm de longueur, 7-8 µm de largeur ; apex large de 2-3 µm ; paroi lisse ou finement striée longitudinalement ; chloroplaste à 8-23 pyrénoides.

Closterium pseudolunula Borge (Fig. 317)

Cellule verte, droite, de 352 µm de longueur, 48 µm de largeur ; apex à 6-8 µm de largeur ; chloroplastes striés, à 5 pyrénoides.

Closterium ralfsii var. ***hybridum*** fo. ***procera*** Irénée-Marie (Fig. 318)

Grande cellule verte, fortement arquée vers les extrémités, de 216-220 µm de longueur, 37-38 µm de largeur ; apex de 5-6 µm ; paroi lisse, finement striée longitudinalement ; partie médiane à bandes d'élongation ceinturantes perpendiculaires aux stries.

Closterium rostratum var. ***extensum*** Prescott (Fig. 319)

Cellule verte, fusiforme, de 322 µm de longueur sur 14-16 de largeur, effilée en deux appendices hyalins terminés par une sorte de rostre ; apex large de 2-3 µm.

Closterium subfusiforme Messikommer (Fig. 320)

Cellule droite, fusiforme, de 200-225 µm de longueur, 21-25 µm de largeur ; apex de 4-6 µm ; chloroplastes striés, à 5 pyrénoides.

Cosmarium Corda

Cellules solitaires, rarement en courte chaîne, avec une constriction médiane marquée ; hémisomates entiers, sans lobes ; vue apicale, toujours à contour elliptique, parfois circulaire ou plus rarement réniforme ; paroi lisse ou diversement ornée ; un ou plusieurs plastes, à un ou plusieurs pyrénoides par hémisomate.

Cosmarium amoenum var. ***mediolaeve*** Nordstedt (Fig. 321)

Cellule de 128-130 μm de longueur, 85-88 μm de largeur, à constriction peu profonde ; sinus ouvert et aigu, rarement linéaire ; isthme de 42 μm de largeur ; hémisomates elliptiques à subcirculaires ; apex, larges presque plats ; 2 pyrénoides par hémisomate ; paroi ornée de rangées de verrues arrondies.

Cosmarium angulare var. ***canadense*** Irenée-Marie (Fig. 322)

Cellule de 33-35 μm de longueur, 26-28 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme de 4-6 μm de largeur ; hémisomates subtrapézoïdaux ; paroi cellulaire lisse ; chloroplaste axial porteur d'un seul pyrénouïde.

Cosmarium baileyi Wolle (Fig. 323)

Cellule elliptique, de 44-45 μm de longueur, 46-47 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert et aigu ; isthme, de 16-18 μm de largeur ; hémisomates trapézoïdaux ; apex larges et plats.

Cosmarium beatum var. ***beatum*** fo. ***achrodrum*** Compère (Fig. 324)

Cellule à contour plus ou moins régulièrement crénelé, de 33-34 μm de longueur, 30-31 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert et aigu ; isthme de 9-10 μm de largeur ; hémisomates trapézoïdaux ; 2 pyrénoides par hémisomate.

Cosmarium bicornis Borge in Couté et Rousselin (Fig. 325)

Cellule de 50-52 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur, dilaté vers l'extérieur ; isthme de 15 μm de largeur ; hémisomates hexagonaux à pyramidaux, marges latérales, légèrement concaves ; apex convexes, et munis de 2 perles circulaires.

Cosmarium binum Nordstedt (Fig. 326)

Cellule de 47-48 μm de longueur, 37-40 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme, de 12 μm de largeur ; hémisomates hémisphériques, à côtés convexes et à apex crénelés, avec une série de 5 verrues allongées au milieu, suivies de 5 perles circulaires près de l'isthme.

Cosmarium botrytis var. ***depressum*** W. et G.S. West (Fig. 327)

Cellule de 56-58 μm de longueur, 50-52 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme de 15 μm de largeur ; hémisomates trapézoïdaux, à flancs convexes ; apex larges et légèrement convexes ; paroi, uniformément ornée de grosses verrues arrondies.

Cosmarium braunii Reinsch (Fig. 328)

Cellule suboctangulaire, de 12-24 μm de longueur, 10-17 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus, étroit ; isthme de 3-6 μm de largeur ; hémisomates rectangulaires aux angles tronqués ; apex plats ; paroi lisse.

Cosmarium canaliculatum W. et G.S. West (Fig. 329)

Cellule de 116-122 μm de longueur, 68-76 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit vers l'intérieur, ouvert vers l'extérieur ; isthme, de 36-40 μm de largeur ; hémisomates tronqués, pyramidaux, droits ou légèrement convexes, à apex tronqué, légèrement convexe ; paroi lisse.

Cosmarium circulare Reinsch (Fig. 330)

Cellule de 46-48 μm de longueur, 42-43 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire ; isthme de 10 μm de largeur ; hémisomates semi-circulaires, à apex convexes ; paroi lisse ; chloroplastes axiaux, avec 1 à 2 pyrénoides.

Cosmarium connatum Nordstedt (Fig. 331)

Cellule de 64-65 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, à constriction faible ; isthme très large, de 39 μm ; hémisomates subelliptiques à base large, à marges convexes, à apex convexes, légèrement aplatis en leur milieu ; paroi lisse.

Cosmarium conspersum var. *latum* (Brébisson) W. et G.S. West (Fig. 332)

Cellule de 70-100 µm longueur, 70-85 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire, isthme, de 18 µm de largeur ; hémisomates subrectangulaires à ellipsoïdaux, à marges divergentes vers la base, à apex convexes ; paroi uniformément granuleuse.

Cosmarium contractum Kirchner (Fig. 333)

Cellule de 25-36 µm de longueur, 30-32 µm de largeur ; sinus, profond et large, progressivement rétréci vers l'intérieur en un angle aigu ; isthme de 6-12 µm de largeur ; hémisomates ellipsoïdaux ; apex aplatis ; paroi lisse et finement ponctuée.

Cosmarium costatum Nordstedt (Fig. 334)

Cellule de 36-38 µm de longueur, 28-30 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire, isthme, de 8-9 µm de largeur ; hémisomates trapézoïdaux, à marges largement divergentes vers la base, apex convexes ; paroi uniformément granuleuse.

Cosmarium crassipelle var. *ornatum* E.A. Flint et D.B. Williamson (Fig. 335 a et b)

Cellule de 43-44 µm de longueur, 32-33 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus légèrement ouvert, isthme large de 8-9 µm ; hémisomates ellipsoïdaux, apex convexes et larges, ornés de 2 paires de nodules ; paroi lisse.

Cosmarium cymatopleurum var. *archeri* (Roy et Bisset) W. et G.S. West (Fig. 336)

Cellule de 80 µm de longueur, 58-60 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit, isthme large de 27-28 µm ; hémisomates pyramidaux et tronqués ; apex dilatés ; paroi uniformément ornée de grosses verrues arrondies.

Cosmarium dentiferum Corda (Fig. 337)

Cellule de 62-64 µm de longueur, 55-56 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus fermé, avec une extrémité dilatée, isthme large de 10-12 µm ; hémisomates réniformes, avec une légère dépression apicale ; apex dilatés ; paroi, uniformément ornée de verrues arrondies.

Cosmarium elegantissimum var. *subsimplex* Grönblad (Fig. 338)

Cellule de 58-60 µm de longueur, 29-30 µm de largeur ; constriction peu profonde ; sinus large ; isthme large de 20 µm ; hémisomates cylindriques ; apex convexes et larges ; paroi ornée de verrues hémisphériques.

Cosmarium formosulum* var. *hyperevolutum Messikommer (Fig. 339)

Cellule de 55-60 μm de longueur, 40-43 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et fermé ; isthme de 12-14 μm de largeur ; hémisomates trapézoïdaux à subcirculaires ; paroi ornée de grandes verrues concentriques.

Cosmarium granatum Brébisson var. ***granatum*** (Fig. 340)

Cellule de 20-45 μm de longueur, 13-30 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et fermé ; isthme de 10-18 μm de largeur ; hémisomates plus ou moins triangulaires à pyramidaux ; apex tronqués et plans, plus ou moins convexes sur les côtés ; paroi lisse ou finement ponctuée, très rarement, plus ou moins scrobiculée.

Cosmarium granatum var. ***concauum*** Largerheim (Fig. 341)

Cellule plus longue que large, de 42-43 μm de longueur, 24-26 μm de largeur ; constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 5-6 μm ; hémisomates émoussés, arrondis et presque rectangulaires, à côtés concaves ; paroi lisse.

Cosmarium impressulum Elfring (Fig. 342)

Cellule de 17-37 μm de longueur, 13-27 μm de largeur, avec une constriction profonde, sinus profond et étroit ; isthme de 5 μm ; hémisomates légèrement elliptiques ou circulaires, à marges à 8 ondulations, apex crénelés.

Cosmarium laeve Rabenhorst (Fig. 343)

Cellule de 37-38 μm de longueur, 25-26 μm de largeur, avec une constriction profonde, sinus profond et étroit ; isthme large de 8 μm ; hémisomates légèrement elliptiques ou oblongues à elliptiques, avec des angles légèrement arrondis ; apex modérément tronqués ; paroi lisse.

Cosmarium lundellii Delponte (Fig. 344)

Cellule circulaire, de 62-63 μm de longueur, 60-62 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire ; isthme large de 20-22 μm ; hémisomates semi-circulaires, à angles arrondis ; paroi lisse.

Cosmarium mamilliferum* var. *brasiliense (Borge) Bourrelly et Couté (Fig. 345 a et b)

Cellule de 38-42 μm de longueur, 33-34 μm de largeur, à constriction légèrement ouverte ; isthme large de 7 μm ; hémisomates semi-circulaires ; apex convexes, à angles arrondis ; marge apicale munie de deux tubercules ; paroi lisse.

Cosmarium manganense W. et G.S. West (Fig. 346)

Cellule cylindrique, de 56-58 μm de longueur, 25-26 μm de largeur, à constriction peu profonde ; isthme large de 17-18 μm ; hémisomates cylindriques ; apex convexes et larges ; paroi ornée de verrues hémisphériques.

Cosmarium margaritatum (Lundell) Roy et Bisset (Fig. 347)

Cellule de 55 μm de longueur, 53-54 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et fermé ; isthme large de 17-18 μm ; hémisomates rectangulaires ou réniformes, avec 2 pyrénoides ; apex larges et convexes ; paroi ornée de verrues arrondies entourées par des pores circulaires disposés régulièrement sur toute la surface.

Cosmarium monodii Bourrelly (Fig. 348)

Cellule de 96-97 μm de longueur, 97-111 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 40 μm ; hémisomates subtrapézoïdaux à subelliptiques, ornés sur les côtés de quelques fortes épines et de quelques scrobiculations sur la tumeur médiane ; chloroplaste à plusieurs pyrénoides ; paroi finement ponctuée.

Cosmarium obsoletum (Hantzsch) Reinsch (Fig. 349)

Cellule de 46-48 μm de longueur, 54-55 μm de largeur ; avec une constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 17-18 μm ; hémisomates pyramidaux et tronqués ; apex dilatés ; paroi lisse

Cosmarium obtusatum* var. *beanlandii W. et G.S. West (Fig. 350)

Cellule de 43-44 μm de longueur, 33-35 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 8-9 μm , hémisomates hémisphériques et crénelés, avec des côtés convexes et munis de 8 ondulations ; apex larges et crénelés ; paroi ornée de verrues rayonnantes du centre vers la périphérie.

Cosmarium orthostichum Lundell (Fig. 351)

Cellule de 36-37 μm de longueur, 32 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et légèrement dilaté ; isthme large de 10 μm ; hémisomates semi-circulaires, avec des côtés fortement convexes ; apex subtronqués ou arrondis ; paroi cellulaire ornée de granulations fines rayonnantes et concentriques.

Cosmarium pachydermum var. ***aethiopicum*** W. et G.S. West (Fig. 352)

Cellule elliptique, de 66-68 μm de longueur, 54-55 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire, fermé et seulement ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 20 μm ; hémisomates circulaires ; apex larges et convexes ; paroi épaisse et lisse.

Cosmarium phaseolus var. ***subbireme*** Raciborski (Fig. 353)

Cellules de 27 μm de longueur, 25 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; hémisomates en forme de haricot, elliptiques en vue apicale, légèrement surélevés en leur milieu ; isthme de 7 μm .

Cosmarium pseudobroomei Wolle (Fig. 354)

Cellule de 28-30 μm de longueur, 26-27 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 8-9 μm ; hémisomates oblongs à rectangulaires, ornés de granules régulièrement disposés sur toute la paroi cellulaire.

Cosmarium pseudoconnatum Nordstedt (Fig. 355)

Cellule de 68-70 μm de longueur, 50-54 μm de largeur, à constriction légère ; sinus très dilaté vers l'extrémité ; hémisomates subrectangulaires, avec angles basaux et supérieurs arrondis ; flancs légèrement convexes ; apex convexes, avec une légère dépression médiane ; paroi lisse.

Cosmarium pseudopachydermum Schmidle (Fig. 356)

Cellule de 60-62 μm de longueur, 33-36 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 15-16 μm ; hémisomates pyramidaux, à flancs convexes ; paroi lisse ; un chloroplaste avec un seul pyrénioïde central par hémisomate.

Cosmarium pseudopyramidatum Lundell (Fig. 357)

Cellule de 48 µm de longueur, 27-28 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 28 µm ; hémisomates pyramidaux, légèrement atténués de la base vers l'apex, légèrement déprimés dans la partie médiane.

Cosmarium quadrum Lundell var. ***quadrum*** (Fig. 358)

Cellule à bordures quadrangulaires, de 58-60 µm de longueur, 55-60 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et linéaire ; isthme large de 20 µm ; hémisomates subrectangulaires, à angles arrondis ; paroi cellulaire densément granuleuse.

Cosmarium quadrum var. ***sublatum*** (Nordstedt) W. et G.S. West (Fig. 359)

Cellule de 48-49 µm de longueur, 42-45 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus légèrement linéaire et dilaté vers l'extrémité ; isthme large de 15-16 µm ; hémisomates subrectangulaires, à angles basaux et supérieurs arrondis, flancs légèrement convexes et souvent droits ; apex souvent droits ; paroi cellulaire densément granuleuse.

Cosmarium radiosum Wolle (Fig. 360)

Cellule de 52-53 µm de longueur, 37-38 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire, légèrement dilaté aux extrémités ; isthme large de 12-13 µm ; hémisomates pyramidaux à légèrement circulaires, flancs fortement convexes ; apex tronqués ou arrondis ; paroi à fines granulations rayonnantes et concentriques ; diminution progressive des lignes radiales de la périphérie vers le centre.

Cosmarium rectangulum Reinsch (Fig. 361)

Cellule de 33 µm de longueur, 32-33 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 9-10 µm ; hémisomates rectangulaires, présentant à chaque angle une scrobiculation relevée ; apex dilatés et aplatis ; paroi cellulaire légèrement ondulante.

Cosmarium retusiforme var. ***incrassatum*** Gütwinski (Fig. 362 a et b)

Cellule de 36-38 µm de longueur, 28 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur et dilaté vers l'extérieur ; isthme large de 8 µm ; hémisomates trapézoïdaux ; apex plans-tronqués ou peu convexes ; flancs concaves à la partie supérieure et largement arrondis vers la base ; paroi finement ponctuée.

Cosmarium sexangulare var. *minus* Roy et Bisset (Fig. 363)

Cellule de 20 μm de longueur, 15 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit formant un isthme de 6-8 μm de largeur ; hémisomates hexagonaux ; apex dilatés, légèrement concaves.

Cosmarium speciosum var. *biforme* Nordstedt (Fig. 364)

Cellule de 63-64 μm de longueur, 43-45 μm de largeur, à constriction légère ; sinus linéaire ; isthme large de 17-18 μm ; hémisomates trapézoïdaux, à angles arrondis ; apex tronqués, à marges régulièrement crénelées, à granulations pariétales en séries radiales et concentriques ; série horizontale de 7 perles circulaires près de l'isthme de chaque hémisomate.

Cosmarium stappersii Evens (Fig. 365)

Cellule de 52-53 μm de longueur, 33-35 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 14-15 μm ; hémisomates trapézoïdaux, avec des angles arrondis, à sommet plan, et renfermant chacun deux plastes massifs et lobés, avec de nombreux pyrénoides ; paroi finement ponctuée et poreuse.

Cosmarium striolatum (Nägeli) Archer (Fig. 366)

Cellule de 72-108 μm de longueur, 44-48 μm de largeur, à constriction légère ; sinus ouvert ; isthme large de 35 μm ; hémisomates circulaires ; apex dilatés et coniques ; paroi recouverte de granules rangés de façon rayonnante.

Cosmarium subauriculatum W. et G.S. West var. *subauriculatum* (Fig. 367)

Cellule elliptique, de 50-52 μm de longueur, 58-60 μm de largeur, à constriction légère ; sinus aigu ; isthme large de 35-36 μm ; hémisomates subtrapézoïdaux et convexes à l'apex ; paroi ornée de 3 fortes épines vers la base.

Cosmarium subauriculatum var. *bogoriense* (Bernard) Bourrelly (Fig. 368)

Variété moins étalée que l'espèce-type, elliptique, de 50-52 μm de longueur, 55 μm de largeur, à constriction moins profonde ; sinus aigu ; isthme large de 28-30 μm ; hémisomates subtrapézoïdaux et convexes à l'apex ; paroi ornée de 3 fortes épines vers la base.

Cosmarium subcucumis Schmidle (Fig. 369)

Cellule subcirculaire, de 65-66 μm de longueur, 50-52 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 18-19 μm ; hémisomates subpyramidaux et semi-circulaires, à angles arrondis ; paroi finement ponctuée de scrobiculations, parfois presque lisse ; chloroplastes pariétaux, en bandes irrégulières.

Cosmarium sublateriundatum W. et G.S. West (Fig. 370)

Cellule de 43-44 μm de longueur, 37-38 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates trapézoïdaux, plus ou moins arrondis à la base ; apex plans, tronqués, et à contour crénelé ; paroi cellulaire également crénelée.

Cosmarium subspeciosum Nordstedt (Fig. 371)

Cellule de 73-75 μm de longueur, 56-58 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et linéaire ; isthme large de 18 μm ; hémisomates pyramidaux à subcirculaires, angles basaux presque arrondis ; paroi à granulations fines et rayonnantes.

Cosmarium subtumidum Nordstedt (Fig. 372)

Cellule de 40 μm de longueur, 35-36 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 20 μm ; hémisomates trapézoïdaux-arrondis, largement tronqués et plans à l'apex ; paroi lisse ou finement ponctuée.

Cosmarium taxichondrum Lundell (Fig. 373)

Cellule de 40 μm de longueur, 37-38 μm de largeur, à constriction légère, à sinus étroit vers l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 20 μm ; hémisomates presque circulaires ; apex convexes ; paroi cellulaire ornée de fines ondulations.

Cosmarium trachypleurum Lundell var. ***trachypleurum*** (Fig. 374)

Cellule de 46-48 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates réniformes à oblongs, et plans à l'apex ; paroi ornée d'épines robustes.

***Cosmarium trachypleurum* var. *simplex* Couté et Rousselin (Fig. 375)**

Cellule de 40-44 μm de longueur, 36-38 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 8-10 μm ; hémisomates trapézoïdaux, et plans à l'apex ; paroi ornée d'épines plus petites que celles de l'espèce-type.

***Cosmarium umbilicatum* Lütkemüller (Fig. 376)**

Cellule de 22 μm de longueur, 20 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit, apex dilatés et ondulés ; isthme large de 7 μm ; hémisomates trapézoïdaux, à flancs marqués par 3 ondulations.

***Cosmarium undulatum* var. *minutum* Wittrock (Fig. 377)**

Cellule elliptique, de 32-34 μm de longueur, 18-20 μm de largeur, à constriction profonde, linéaire et fermée ; isthme large de 8 μm ; hémisomates hémisphériques, à nombreuses ondulations pariétales ; apex dilatés et légèrement concaves ; 2 pyrénoides par hémisomate.

***Cosmarium venustum* var. *bimamillatum* Compère (Fig. 378)**

Cellule de 44-45 μm de longueur, 36-40 μm de largeur, à constriction profonde, sinus linéaire ; isthme large de 10 μm ; hémisomates pyramidaux, triondulés sur les côtés ; apex dilatés et tronqués.

***Cosmarium* sp. 1 (Fig. 379)**

Cellule cylindrique, de 70-71 μm de longueur, 50-52 μm de largeur, à constriction légère, pratiquement sans sinus ; isthme très large, de 45 μm ; paroi ornée de verrues alignées, et radiaires.

***Desmidium* C.A. Agardh**

Cellules elliptiques, triangulaires, quadrangulaires ou pentagonales en vue apicale, divisées en 2 hémisomates, et unies par l'apex en filaments allongés souvent tordus hélicoïdalement, et entourés d'une gaine gélatineuse ; plaste étoilé, à un pyrénouïde central ; paroi lisse, avec une bande de scrobulations de part et d'autre de l'isthme.

Desmidium aptogonum* var. *acutus Nordstedt (Fig. 380)

Filament formé de cellules de 20-23 µm de longueur, 28-30 µm de largeur ; sinus plus ou moins profond, isthme large de 18-21 µm ; cellules unies par des appendices connectifs aux angles de l'apex, isolant un espace vide au centre.

Desmidium aptogonum* var. *tetragonum W. et G.S. West (Fig. 381)

Filament formé de cellules de 20-22 µm de longueur, 30-35 µm de largeur ; sinus peu profond, isthme large de 28-30 µm ; cellules unies par des appendices connectifs aux angles de l'apex convexe, isolant un espace vide tout autour de l'apex.

Desmidium grevillei (Kützing) De Bary (Fig. 382)

Filament formé de cellules de 21-24 µm de longueur, 23-24 µm de largeur ; sinus à peine visible ; isthme large de 22-24 µm ; cellules unies par leurs apex surélevés de 1-2 µm et larges de 12-13 µm.

Desmidium quadratum Nordstedt (Fig. 383)

Filament formé de cellules de 20-25 µm de longueur, 25-30 µm de largeur, unies par leurs apex surélevés ; sinus peu profond.

Desmidium schwartzii Agardh ex Ralfs (Fig. 384)

Cellules triangulaires ou quadrangulaires en vue apicale, de 25-28 µm de longueur, 25-30 µm de largeur ; sinus profond ; lobes latéraux aigus ou tronqués en vue frontale ; cellules unies entre elles par des appendices connectifs très courts et larges ; lobes latéraux arrondis.

Euastrum Ehrenberg

Cellules généralement plus longues que larges, solitaires, avec 2 hémisomates séparés par un sinus profond, aplaties en vue apicale, à contour elliptique ou polygonal aplati ; partie supérieure de l'hémisomate partagée en 2 par une incision plus ou moins profonde ; hémisomate pyramidal en vue frontale ; paroi lisse ou ornée de verrues ; présence d'une ou plusieurs protubérances saillantes dans la partie centrale ou basale de l'hémisomate.

Euastrum ansatum Ehrenberg ex Ralfs var. *ansatum* (Fig. 385)

Cellule de 92-93 µm de longueur, 41-42 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit, linéaire et dilaté aux extrémités ; isthme large de 12-13 µm ; hémisomates pyramidaux,

à bases larges et angles arrondis ; présence d'une ondulation près de la base ; apex tronqué, à incision médiane étroite et profonde.

Euastrum ansatum* var. *pyxidatum Delponte (Fig. 386)

Cellule de 78-87 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit, et dilaté aux extrémités ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates trilobés ; présence d'une ondulation près de la base, lobe polaire à sinus profond et angles arrondis.

Euastrum binale (Turpin) Ehrenberg ex Ralfs var. ***binale*** (Fig. 387)

Cellule de 42-44 μm de longueur, 26-28 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 6-7 μm ; hémisomates pyramidaux et lobés, à lobes latéraux arrondis et munis à chaque angle d'une épine courte ; lobe apical muni une incision médiane profonde et largement ouverte ; angles externes terminés par une épine forte.

Euastrum binale* var. *sectum Turner (Fig. 388)

Cellule plus petite que l'espèce-type, de 18-20 μm de longueur, 14-15 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 4 μm ; hémisomates pyramidaux et lobés, à angles externes des lobes tous terminés par des épines courtes ; lobe polaire profondément incisé en 2 lobules.

Euastrum didelta (Turpin) Ralfs (Fig. 389)

Cellule de 10-12 μm de longueur, 13-15 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit, linéaire et dilaté vers les extrémités ; isthme large de 5-6 μm ; hémisomates pyramidaux ; apex tronqués, et profondément incisés en leur milieu.

Euastrum divergens* var. *bourrellyanum Compère (Fig. 390)

Cellule de 50 μm de longueur, 50-52 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme de 10 μm de largeur ; hémisomates lobés, à lobe latéral proche de l'isthme conique, lobe latéral proche de l'apex allongé, lobe apical surélevé et légèrement convexe au milieu ; paroi à épines fortes dressées formant des sortes de couronnes sur les lobes.

Euastrum divergens* var. *ornatum* fo. *dentatum Couté et Tell (Fig. 391)

Cellule de 16-17 μm de longueur, 15 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 3-4 μm ; hémisomates rectangulaires, à angles terminés par une épine courte et robuste ; lobe apical profondément incisé et orné de chaque côté d'une épine forte.

Euastrum dubium Nägeli var. ***latum*** Krieger (Fig. 392)

Cellule de 42 µm de longueur, 30-31 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 5-6 µm ; hémisomates pyramidaux et lobés ; lobe apical muni d'une incision médiane peu profonde, angles externes terminés par une épine.

Euastrum elegans (Brébisson) Kützing (Fig. 393)

Cellule de 38-40 µm de longueur, 26 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme de 6-8 µm de largeur ; hémisomates ovales et pyramidaux ; présence de petits granules dans les concavités des lobes latéraux ; apex à incision linéaire profonde, et spineuse aux angles.

Euastrum glaziovii Borges (Fig. 394)

Cellule de 30-31 µm de longueur, 20 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme de 5 µm de largeur ; hémisomates ovales et pyramidaux, épines courtes sur les angles, et flancs concaves ; apex à incision linéaire profonde assez large ; chloroplaste à 1 seul pyrénoloïde.

Euastrum insigne Hassall (Fig. 395)

Cellule de 43-44 µm de longueur, 25-26 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 6-7 µm ; hémisomates deltoïdes vers la base, puis étroits vers le sommet ; apex dilatés et à incision médiane profonde et ouverte ; hémisomates à angles spineux, exception faite de ceux de la base.

Euastrum platycerum Reinsch (Fig. 396)

Cellule de 48 µm de longueur, 40-42 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme de 8 µm de largeur ; hémisomates à 3 lobes ; lobes polaires larges de 14-15 µm, et tronqués, sans constriction médiane ; bords arrondis et munis de 2 petites épines marginales ; lobes latéraux à bords arrondis munis de 5 petites épines marginales.

Euastrum pseudopectinatum Schmidle (Fig. 397)

Cellule plus longue que large, de 44-62 µm de longueur, 33-42 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et légèrement ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 5-8 µm ; hémisomates trapézoïdaux ; lobes latéraux inférieurs tronqués, lobes latéraux supérieurs arrondis ; apex légèrement déprimés.

Euastrum sphyroides Nordstedt (Fig. 398)

Cellule de 58-60 μm de longueur, 45-47 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et linéaire ; isthme large de 15-16 μm ; hémisomate trilobé et couvert de verrues coniques, à lobes latéraux plus larges vers la base ; apex surélevés, à légère dépression médiane, et ornés de verrues coniques.

Euastrum spinulosum Deflandre var. *spinulosum* fo. *spinulosum* (Fig. 399)

Cellule de 82-84 μm de longueur, 70-75 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 14-15 μm ; hémisomates à 2 lobes latéraux, et à apex divisé en 2 lobes polaires par une incision médiane ; tumeur centrale encadrée par 2 petites tumeurs, au centre de l'hémisomate ; paroi cellulaire spineuse.

Euastrum spinulosum var. *lindae* fo. *minor* Couté et Rousselin (Fig. 400)

Cellule de 62-65 μm de longueur, 60-62 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et linéaire ; isthme large de 10-13 μm ; hémisomate à 5 lobes ; lobes polaires larges de 29-30 μm , tronqués, avec une encoche médiane, présence de petites épines marginales ; lobes latéraux arrondis, bordés de 5-6 petites épines marginales ; paroi cellulaire ornée de granulations ou d'épines ; hémisomate à une protubérance centrale arrondie, entourée de 2 protubérances latérales.

Euastrum subhypocondrum Fritsch et Rich (Fig. 401)

Cellule de 65-66 μm de longueur, 55-62 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates à 2 lobes latéraux séparés du lobe polaire par un large sinus ; lobes basaux à une couronne d'épines ; lobe apical muni également d'une couronne d'épines.

Euastrum substellatum var. *bangladeshicum* Islam et Irfanullah (Fig. 402)

Cellule de 65-67 μm de longueur, 60-62 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates à 2 lobes basaux séparés du lobe apical par un sinus à angle presque droit ; lobes basaux parallèles et munis d'une couronne d'épines ; lobe apical concave en son milieu, porteur également d'une couronne d'épines.

Euastrum turneri W. West (Fig. 403)

Cellule de 92-94 μm de longueur, 72-74 μm de largeur, à constriction profonde, sinus aigu ; isthme large de 24-26 μm ; hémisomates trilobés ; lobe polaire large, concave, et crénelé sur les angles.

Euastrum verrucosum Ehrenberg var. ***verrucosum*** (Fig. 404)

Cellule de 45 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et linéaire ; isthme large de 9-10 μm ; hémisomates trilobés, à incisions interlobulaires profondes et largement ouvertes ; lobe apical légèrement concave ; une couronne de 3-4 épines sur tous les lobes.

Euastrum verrucosum var. ***reductum*** Nordstedt (Fig. 405)

Cellule de 50 μm de longueur, 41-42 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme de 20-22 μm de largeur ; hémisomates trilobés, à lobe basal plus large ; apex conique, surélevé et verruqueux ; lobes à bordures également verruqueuses.

Hyaloteca Ehrenberg ex Ralfs

Cellules de 15-20 μm de longueur sur 28-30 μm de largeur, rectangulaires, légèrement rétrécies, et unies en filaments ; sinus linéaire, largement ouvert vers l'extérieur ; isthme de 20-22 μm de largeur ; hémisomates légèrement oblongs ; marges latérales obliques et tronquées ; angles supérieurs protubérants vers l'apex, légèrement droits, sans dépression ; paroi cellulaire lisse ; chloroplastes focaux.

Hyaloteca dissiliens (J.E. Smith) Brébisson var. ***dissiliens*** (Fig. 406)

Filament formé de cellules subcylindriques, de 15-22 μm de longueur sur 19-20 μm de largeur, à constriction très faible ; sinus à peine remarquable ; hémisomates à marges latérales convexes ; apex larges de 12-15 μm , aplatis et plus étroits que l'isthme large de 16-18 μm .

Hyaloteca dissiliens var. ***hians*** Wolle (Fig. 407)

Filament formé de cellules aplaties, de 20-22 μm de longueur, 28-30 μm de largeur, à constriction très faible ; sinus à peine remarquable ; isthme large de 26-27 μm ; hémisomates ellipsoïdaux, à marges latérales convexes ; apex convexes, et larges de 25-26 μm .

***Micrasterias* Agardh**

Cellules généralement solitaires, à l'exception d'une espèce, *M. foliacea*, aplaties, circulaires ou quadrangulaires, à section transversale lenticulaire, et à profondes divisions (les lobes et lobules) ; cellule partagée en deux hémisomates par une constriction médiane (sorte d'incision profonde) ; hémisomates à un lobe polaire médian et un certain nombre de lobes latéraux, eux-mêmes subdivisés en lobules ; lobe et lobules terminés par des petites épines ; paroi généralement lisse ou ornée d'épines et plus rarement de petits appendices en forme de lobules, comportant toujours des pores ou des scrobiculations.

***Micrasterias alata* Wallich (Fig. 408)**

Cellule à paroi lisse, de 176-190 de longueur, 140-148 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme de 14-16 μm de largeur ; hémisomates formés de lobes : lobes polaires surélevés, déprimés en leur milieu, et terminés par 2 lobules ; chaque lobe latéral subdivisé en 3 lobules, donnant ainsi 6 lobules latéraux rayonnant vers l'intérieur, par hémisomate ; lobules terminés par 3 courtes dents ; ici deux cellules en fin de division végétative.

***Micrasterias americana* (Ehrenberg) Ralfs (Fig. 409)**

Cellule à paroi ornée d'épines marginales, alignées, de 128-137 de longueur, 125 x 105-112 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert et aigu ; isthme large de 15-20 μm ; hémisomates divisés en lobes ; lobe apical de l'hémisomate divisé en deux lobules terminés par de courtes dents ; lobes latéraux divisés deux fois, lobules issus de cette division terminés par de très courtes dents ; paroi des lobules ornée de dents, s'ajoutant à la ligne marginale d'épines.

***Micrasterias apiculata* (Ehrenberg) Meneghini ex Ralfs var. *apiculata* (Fig. 410)**

Cellule de 190-200 μm de longueur, 170-175 μm de largeur ; à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme de 30-32 μm de largeur ; hémisomates à lobes, divisés en lobules, terminés par des épines bifurquées ; lobe polaire largement dilaté dans sa partie supérieure, légèrement déprimé dans sa partie médiane, sa bordure ornée d'épines crochues ; lobes latéraux subégaux, divisés en deux lobules ; seconde incision moins profonde, divisant les lobules en deux entités terminées par deux épines marginales courbées ; paroi cellulaire ornée d'épines disposées sur les marges des lobes.

***Micrasterias apiculata* var. *lacerata* Turner (Fig. 411)**

Cellule de 156-160 µm de longueur, 140-144 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et linéaire, légèrement ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 20-24 µm ; hémisomates formés de lobes apicaux largement dilatés et bordés d'épines recourbées, à lobes latéraux divisés chacun en des lobules de 1^{er}, 2^{ème}, 3^{ème} ordres, terminés par 2 épines bifurquées, donnant 16 épines latérales par hémisomate.

***Micrasterias apiculata* var. *stuhlmannii* (Hyeronimus) Bourrelly (Fig. 412)**

Cellule de 160-166 µm de longueur, 126-130 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit, légèrement ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 20-24 µm ; hémisomates formés de lobes apicaux moins dilatés et terminés par 2 épines marginales proéminentes, lobes latéraux divisés en lobules primaires, eux-mêmes divisés 3 fois, donnant ainsi 25-26 épines par lobe latéral ; apex à 2 paires de petites épines de part et d'autre d'une légère dépression médiane ; paroi cellulaire ornée d'épines disposées sans ordre.

***Micrasterias ceylanica* Fritsch (Fig. 413)**

Cellule de 65-67 µm de longueur, 76-82 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et aigu ; isthme large de 15-16 µm ; hémisomates formés de 2 lobes latéraux, et un lobe polaire isolé par une seconde constriction apicale ; lobes latéraux divisés chacun en 2 lobules par une encoche circulaire, angles des lobules terminés par une épine forte ; lobe polaire large, légèrement déprimé au milieu, prolongé aux extrémités par une épine forte.

***Micrasterias crux-melitensis* (Ehrenberg) Hassall var. *crux-melitensis* fo. *crux-melitensis* (Fig. 414)**

Cellule de 80-82 µm de longueur, 76-78 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 18-20 µm ; hémisomates formés, du lobe polaire large, divisé en 2 lobules apicaux terminés chacun par 2 courtes épines, et 2 lobes latéraux, divisés en lobules de 1^{er} et 2^{ème} ordres, terminés par 2 courtes épines ; paroi cellulaire lisse.

***Micrasterias crux-melitensis* var. *crux-melitensis* fo. *evoluta* Turner (Fig. 415)**

Cellule de 136-140 µm de longueur, 115-116 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 15-16 µm ; hémisomates formés d'un lobe polaire, divisé en 2 lobules allongés, terminés chacun par 2 épines longues bifurquées, et 2 lobes latéraux, divisés 2 fois, les lobules secondaires terminés par 2 épines longues et bifurquées.

Micrasterias crux-melitensis* var. *janeira (Raciborski) Grönblad (Fig. 416)

Cellule de 90-92 µm de longueur, 75-81 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 15-16 µm ; hémisomates formés chacun d'un lobe polaire court, divisé en 2 lobules également courts, 2 lobes latéraux courts, prolongés par des lobules de 1^{er} et de 2^{ème} ordres, courts ; lobules terminés par des épines plus courtes que chez l'espèce-type.

Micrasterias decemdentata (Nägeli) Archer (Fig. 417)

Cellule de 53-55 µm de longueur, 60-63 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit à l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 12-14 µm ; hémisomates composés d'un lobe apical déprimé au milieu et terminé par une épine courte de chaque côté ; lobes latéraux, divisés par une échancrure arrondie peu profonde en 2 lobes secondaires échancrés, aux extrémités mono ou bidentées ; paroi cellulaire lisse ; chloroplaste à 2 pyrénoides par hémisomate.

Micrasterias doveri* var. *africana Bourrelly (Fig. 418)

Cellule de 204-208 µm de longueur, 144-150 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus fermé à l'intérieur et légèrement ouvert à l'extérieur ; isthme large de 24-30 µm ; hémisomates formés de lobes profondément incisés et bidentés, dont un lobe polaire peu large, avec une incision médiane, et prolongé par 2 lobules, terminés chacun par 2 épines divergentes ; 2 lobes latéraux, divisés chacun en 5 lobules latéraux dont 2 lobules basaux et 3 intermédiaires ; paroi cellulaire lisse.

Micrasterias fimbriata Ralfs (Fig. 419)

Cellule de 216-220 µm de longueur, 182-200 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 28-30 µm ; hémisomates profondément incisés en lobes dont un lobe polaire profondément échancré et prolongé en 2 lobules bidentés, 2 épines opposées présentes dans la concavité, 2 lobes latéraux divisés en lobules de 1^{er}, 2^{ème}, 3^{ème} ordres, ces derniers terminés chacun par 2 spinules.

Micrasterias foliacea Bailey ex Ralfs var. *foliacea* (Fig. 420)

Colonie filamenteuse, formée de cellules quadrangulaires, plus larges que longues, de 82-85 µm de longueur, 98-100 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit et ouvert ; isthme large de 15-16 µm ; hémisomates formés d'un lobe polaire large, portant des sortes de dents larges servant à l'emboîtement des cellules voisines ; lobes latéraux, divisés en lobules de 1^{er}, 2^{ème} ordres, cette 2^{ème} division étant souvent inégale ; toutefois, lobules terminaux

prolongés chacun par 2 épines ; le plus souvent, incision du lobule de 1^{er} ordre proche de l'apex, isolant une sorte de dent large ; paroi cellulaire lisse ou spineuse.

Micrasterias foliacea* var. *ornata Nordstedt (Fig. 421)

Colonie filamenteuse, formée de cellules quadrangulaires, plus larges que longues, de 75-78 μm de longueur, 88-92 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates semblables à ceux de l'espèce-type, à la différence que sa paroi ornée de petites épines.

Micrasterias furcata C. Agardh ex Ralfs (Fig. 422)

Cellule de 122-124 μm de longueur, 114-117 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit à l'intérieur, et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 15-16 μm ; une certaine ressemblance avec *M. crux-melitensis*, mais avec des incisions profondes, plus minces et une encoche terminale, également profonde et incurvée.

Micrasterias mahabulesharensis Hobson var. *mahabulesharensis* (Fig. 423)

Cellule de 150-154 μm de longueur, 117-120 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 22 μm ; hémisomates trilobés, avec une première incision divisant les lobes latéraux, en 2 lobules, une deuxième incision plus profonde, isolant le lobe polaire, prolongé en 4 lobules apicaux ; paroi des lobes et lobules ornée d'épines alignées ; marges de la paroi cellulaire également ornées d'une rangée d'épines.

Micrasterias mahabulesharensis* var. *comperei Couté et Rousselin (Fig. 424)

Cellule, de 180-184 μm de longueur, 135-137 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 22 μm ; hémisomates trilobés, à lobe polaire formé de 4 lobules subégaux, lobes latéraux, d'abord divisés par une profonde incision, en 2 lobules primaires, puis en lobules de 2^{ème} ordre ; seconde division inégale, car les lobules médians de chaque lobe latéral courts ; paroi de tous les lobules spineuse ; marges de la paroi cellulaire également spineuses.

Micrasterias papillifera Brébisson (Fig. 425)

Cellule de 220-222 μm de longueur, 184-194 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 30-32 μm ; hémisomates à un lobe apical prolongé aux extrémités en 2 lobules apicaux, chacun terminé par 2 épines recourbées ; présence dans la concavité de l'apex de 2 bourrelets opposés, terminés chacun par une épine droite ; les 2 lobes

latéraux divisés chacun, tout d'abord en 3 lobules primaires, ensuite en 2 lobules de 2^{ème} ordre, puis en 2 lobules de 3^{ème} ordre, terminés par 2 épines opposées, les lobules proches du lobe apical, arrêtant toutefois leur division au niveau des lobules d'ordre 2 ; hémisomate à 44 épines, plus 1 paire d'épines située dans la cavité de l'apex ; paroi cellulaire lisse.

Micrasterias radians Turner var. *radians* (Fig. 426)

Cellule de 103-104 µm de longueur, 92-95 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 14-15 ; hémisomates profondément incisés, délimitant des cavités presque fermées ; lobe polaire délimité par un sinus étroit et linéaire, prolongé par 2 lobules, terminés par 2 épines bifurquées, apex largement concave ; lobes latéraux divisés chacun en 2 lobules latéraux de 1^{er} ordre, formant à leur tour chacun 2 lobules de 2^{ème} ordre, terminés par des épines bifurquées fermant les incisions ; paroi cellulaire lisse.

Micrasterias radians var. *brasiliensis* (Grönblad) Grönblad (Fig. 427)

Cellule de 150-155 µm de longueur, 120-130 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 20-22 µm ; hémisomates profondément incisés en un lobe polaire effilé et surélevé, prolongé à ses 2 extrémités par 2 lobules effilés, terminés par 2 épines bifurquées ; apex concave ; lobes latéraux incisés 2 fois, donnant chacun 2 lobules latéraux de 1^{er} ordre, et des lobules latéraux de 2^{ème} ordre, terminés par 2 épines bifurquées ; paroi cellulaire lisse.

Micrasterias tropica var. *elegans* W. et G.S. West (Fig. 428)

Cellule de 108-112 µm de longueur, 108-110 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus progressivement ouvert de l'intérieur vers l'extérieur ; isthme large de 18 µm ; hémisomates formés d'un lobe polaire surélevé, et prolongé aux 2 extrémités par 2 lobules polaires, terminés par 3 épines ; lobes latéraux dans un même plan horizontal et terminés par 3 épines ; paroi et marges cellulaires ornées de rangées d'épines bien alignées.

Micrasterias tropica var. *elongata* Schmidle (Fig. 429)

Cellule de 128-130 µm de longueur, 68-70 µm de largeur, à constriction profonde ; sinus progressivement ouvert de l'intérieur vers l'extérieur ; isthme large de 15-17 µm ; hémisomates constitués d'un lobe polaire très allongé, avec une dépression médiane marquée, et terminé par 2 lobules, portant 3 épines ; lobes latéraux, sans incision, terminés par 3

épines ; paroi des lobes apicaux ornée de rangées d'épines ; marges cellulaires également ornées de rangées d'épines bien alignées.

Micrasterias tropica* var. *senegalensis Nordstedt (Fig. 430)

Cellule de 102-103 μm de longueur, 90-92 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus progressivement ouvert de l'intérieur vers l'extérieur ; isthme large de 18 μm ; hémisomates formés d'un lobe polaire divisé en 2 lobules ; lobes latéraux légèrement rabattus vers l'intérieur ; 3 épines aux extrémités des lobes et des lobules ; paroi ornée de rangées d'épines bien orientées.

Micrasterias truncata* var. *pusilla G.S. West (Fig. 431)

Cellule de 63-68 μm de longueur, 70-72 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit à l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates formés d'un lobe polaire très large, avec une légère dépression médiane, se rétrécissant vers les extrémités en 2 épines ; lobes latéraux, subissant une première incision profonde isolant les lobules de 1^{er} ordre, puis une seconde incision moins profonde, divisant les premiers lobules en lobules de 2^{ème} ordre, terminés par 2 épines courtes ; paroi cellulaire lisse.

Micrasterias truncata* var. *quadrata Bulnher (Fig. 432)

Cellule de 54-55 μm de longueur, 65-67 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit à l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates formés, d'un lobe polaire très large, sans dépression médiane, et terminé par 2 épines aux extrémités ; lobes latéraux à une incision médiane plus ou moins profondes, divisant chaque lobe latéral en 2 lobules latéraux de 1^{er} ordre, puis une incision moins profonde, divisant chaque lobule latéral de 1^{er} ordre en 2 lobules latéraux de 2^{ème} ordre, terminés par 2 épines courtes ; paroi cellulaire lisse.

Penium De Brébisson

Cellules cylindriques, à bouts arrondis, à 2 hémisomates, et souvent à zones d'élongation ; paroi ornée le plus souvent de lignes longitudinales ou de pores ordonnés, disposés de manière irrégulière ; chloroplaste massif, central, avec une ligne axiale de pyrénoides ; parfois, 2 plastes par hémisomate.

Penium spirostriolatum Baker (Fig. 433)

Cellule droite, cylindrique, de 180-182 μm de longueur, 20-24 μm de largeur, à bouts arrondis et à paroi striée longitudinalement ; hémisomates à lignes de suture dans leur partie médiane ; chloroplastes à plusieurs pyrénoides, et disposés en lignes radiales contre la paroi.

Pleurotaenium Nägeli

Cellules solitaires, quelquefois en chaîne de 4 à 8 individus, en forme de bâtonnets cylindriques droits, avec un isthme resserré médian séparant les deux hémisomates à pôles tronqués ; cellule munie quelquefois d'un renflement juste avant l'isthme, et d'autres fois des marges régulièrement ondulées, en allant de l'isthme vers les pôles, les renflements s'atténuant souvent vers les sommets ; apex orné d'une couronne de tubercules arrondis ou de petites épines ; paroi le plus souvent lisse, avec des pores, sans traces d'élongation ; chloroplaste soit : - en rubans pariétaux parallèles portant chacun une série de pyrénoides ; - en étoile en coupe transversale, avec une seule série de pyrénoides ; - en ruban longitudinal, plus ou moins irrégulier, portant une série unique de pyrénoides.

Pleurotaenium caldense Nordstedt (Fig. 434)

Cellule solitaire, légèrement courbe, très grande, 1900-2000 μm de longueur sur 150-170 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 150 μm ; apex larges de 140-150 μm , munis de plusieurs tubercules ; paroi légèrement ondulante et ornée de fines ponctuations.

Pleurotaenium coronatum (Brébisson) Rabenhorst (Fig. 435)

Cellule solitaire, de 260-264 μm de longueur, 15-18 μm de largeur, à constriction peu profonde ; isthme large de 14-15 μm ; apex effilés, de 12-13 μm de largeur, et munis de plusieurs tubercules ; hémisomates à marges régulièrement ondulées, à proximité de la constriction.

Pleurotaenium coronatum var. *fluctuatum* W. West (Fig. 436)

Cellule solitaire, de 165-168- μm de longueur, 14-15 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 16-17 μm ; apex de largeur 15-16 μm et munis d'une couronne de tubercules ; hémisomates à marges ondulées.

Pleurotaenium cylindricum* var. *stuhlmannii (Hyeronimus) Krieger (Fig. 437)

Cellule solitaire, cylindrique, de 800-808 μm de longueur, 60-68 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 72 μm ; apex de 48-56 μm de largeur et munis de plusieurs tubercules.

Pleurotaenium ehrenbergii* var. *undulatum Schaarschmidt (Fig. 438)

Colonie formée de cellules liées par leur apex, de 712 μm de longueur, 32-40 μm de largeur ; à constriction légère ; isthme large de 40 μm ; apex de largeur 28-32 μm ; paroi cellulaire lisse.

Pleurotaenium eugeneum (Turner) W. et G.S. West (Fig. 439)

Cellule de 116-120 μm de longueur, 14-16 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 14-16- μm ; apex légèrement effilés, de 16-18 μm de largeur ; paroi ondulante.

Pleurotaenium ovatum Nordstedt var. *ovatum* (Fig. 440)

Cellule de 200-204 μm de longueur, 50-52 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 40-44 μm ; apex larges, de 40-24 μm légèrement effilés, et munis d'une couronne de tubercules ; hémisomates ovoïdes, larges à la base, et légèrement effilés à l'apex.

Pleurotaenium ovatum* var. *truncatum (Maskell) G.S. West (Fig. 441)

Cellule de 228-230 μm de longueur, 48-54 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 36-40 μm ; apex larges de 22-24 μm , légèrement tronqués et ornés d'une couronne de tubercules ; hémisomates ovoïdes.

Pleurotaenium ovatum* var. *tumidum (Maskell) G.S. West (Fig. 442)

Cellule de 244-246 μm de longueur, 52-54 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 36-40 μm ; apex de 20 μm de largeur, et ornés d'une couronne de tubercules ; hémisomates ovales.

Pleurotaenium subcoronulatum (Turner) W. et G.S. West (Fig. 443)

Cellule cylindrique, de 720-728 μm de longueur, 56-60 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 60 μm ; apex larges de 48-52 μm et ornés d'une couronne de tubercules ; hémisomates, également cylindriques, renflés à la base ; paroi lisse.

Pleurotaenium trabecula* var. *rectum (Delponte) W. et G.S. West (Fig. 444)

Cellule cylindrique, de 238-240 μm de longueur, 20 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 20 μm ; apex, légèrement effilés, larges de 14-16 μm ; hémisomates cylindriques, avec 2 renflements successifs à la base.

***Sphaerosma* Corda**

Cellules, à aspect de petits *Cosmarium* réunis en filaments unisériés, par leur appendice apicaux, légèrement tordus en hélice ; cellules plus ou moins aplaties, à contour elliptique ou quadrangulaire, à marge parfois ornée d'épines latérales ; isthme médian bien marqué.

Sphaerosma laeve* var. *macrocanthum Grönblad (Fig. 445)

Colonie filamenteuse, formée de cellules entrecroisées par leur appendices apicaux, de 18-20 μm de longueur, 21-25 μm de largeur, sans les épines, et de 22-24 μm de longueur, 28-30 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; isthme large de 4-7 μm ; hémisomates elliptiques en section transversale, apex larges de 12-15 μm , et munis de 2 tubercules divergents ; angles latéraux de chaque hémisomate terminés, chacun par une épine incurvée ; chloroplaste axial à 1 pyrénioïde.

***Staurastrum* Meyen**

Cellules toujours solitaires, séparées en deux hémisomates par une constriction plus ou moins marquée. La vue apicale montre le plus souvent un contour polygonal, avec au moins 3 angles parfois prolongés par des appendices en forme de bras.

Staurastrum americanum (West et G.S. West) G.M. Smith (Fig. 446)

Cellules plus larges que longues, de 46-48 μm de longueur, 52-56 μm de largeur, à constriction profonde ; isthme large de 5-6 μm ; hémisomates prolongés aux angles apicaux par des bras allongés, denticulés et terminés par 2-3 dents ; apex lisses et convexes.

Staurastrum arcticon (Ehrenberg) Lundell (Fig. 447)

Vue apicale d'une cellule de 43-45 μm de diamètre, montrant 6 bras apicaux de l'hémisomate supérieur et 6 bras apicaux de l'hémisomate inférieur, terminés chacun par 3 épines.

Staurastrum asterias Nygaard (Fig. 448 a et b)

Cellule plus large que longue, de 28-30 μm de longueur, 42-44 μm de largeur, à constriction profonde ; isthme large de 6-8 μm ; hémisomates munis de 5 à 6 angles en vue apicale ; angles prolongés en bras denticulés et terminés par quelques épines courtes ; apex ornés d'une couronne de petites épines.

Staurastrum diacanthum A. Lemaire (Fig. 449)

Cellule de 54-55 μm de longueur, 62-68 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 15-18 μm ; paroi des hémisomates ondulante ; angles apicaux prolongés par des bras (5 bras), terminés par 2 épines.

Staurastrum erasum Brébisson (Fig. 450 a et b)

Cellule de 38-40 μm de longueur, et 43-45 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 8-10 μm ; hémisomates elliptiques vus de face et triangulaires en vue apicale, prolongés par 3 bras au niveau des angles apicaux ; paroi cellulaire ornée de fines épines.

Staurastrum gladiusum Turner (Fig. 451 a et b)

Cellule de 55-60 μm de longueur, 50-55 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus étroit à l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale, arrondis aux angles ; paroi couverte d'épines bien développées, le plus souvent crochues, et longues de 10-15 μm .

Staurastrum heimii Bourrelly (Fig. 452)

Cellule de 35-36 μm de longueur, 46-47 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 22 μm ; hémisomates ellipsoïdaux, vue de face, angles prolongés par une épine robuste rabattue vers la base ; apex larges et coniques.

Staurastrum irregulare var. *spinosum* Krieger et Bourrelly (Fig. 453)

Cellule de 52-55 μm de longueur, 43-48 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 12-15 μm ; hémisomates de forme irrégulière, et à partie apicale prolongée par des bras terminés par des épines bifides.

Staurastrum javanicum var. *apiculiferum* (Turner) Krieger (Fig. 454)

Cellule de 35-36 μm de longueur, 46-47 μm de largeur, à constriction légère ; sinus ouvert ; isthme large de 18-22 μm ; hémisomates triradiés, et prolongés par 3 bras, terminés par des épines bifurquées ; à proximité de l'apex, et au départ de chaque bras, une grosse épine surélevée, à extrémité également bifurquée en 2 petites épines.

Staurastrum leptocladum var. *cornutum* Wille (Fig. 455)

Cellule de 36-38 μm de longueur, 75-77 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 7 μm ; hémisomates prolongés de chaque côté par un long bras terminé par 3 épines ; apex légèrement concaves, et munis de part et d'autre de 3 épines (ou cornes) proéminentes.

Staurastrum leptodermum var. *ihapoe* (Schmidle) W. et G.S. West (Fig. 456 a et b)

Cellule de 48-50 μm de longueur, 24-26 μm de largeur, à constriction légère ; sinus largement ouvert ; isthme large de 23 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale, et terminés aux angles par une épine.

Staurastrum longispinum var. *bidentatum* (Wittrock) W. et G.S. West (Fig. 457 a et b)

Cellule de 35-36 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 13-15 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale ; chaque angle prolongé par une paire d'épines longues de 15-20 μm .

Staurastrum orbiculare var. *ralfsii* W. et G.S. West (Fig. 458)

Cellule presque circulaire, de 44-46 μm de longueur, 35-37 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus linéaire et étroit ; isthme large de 10 μm ; hémisomates triangulaires, avec des angles largement arrondis ; paroi cellulaire lisse.

Staurastrum pinnatum var. *hydra* fo. *supernumerarium* Scott et Prescott (Fig. 459)

Cellule de 40-47 μm de longueur, 86-94 μm de largeur ; isthme large de 6-8 μm ; espèce à forte ressemblance avec *St. leptocladum* var. *cornutum* Wille, mais avec des bras plus robustes, et terminés par 2 épines ; cornes apicales également plus robustes et très rapprochées.

Staurastrum polymorphum Brébisson (Fig. 460 a et b)

Cellule de 20-24 μm de longueur, 20-22 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 8-10 μm ; hémisomates triangulaires en vue frontale, et quadrangulaires en vue apicale, avec des angles prolongés par un bras court et robuste.

Staurastrum quadrangulare Brébisson et Ralfs (Fig. 461)

Cellule de 62-64 μm de longueur, 58-60 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 15-20 μm ; hémisomates quadrangulaires, et chaque angle prolongé par une paire d'épines courtes ; paroi cellulaire lisse ; apex aplatis et larges.

Staurastrum sebaldi var. *ornatum* fo. *elongate* Krieger et Bourrelly (Fig. 462)

Cellule de 40-50 μm de longueur, 77-90 μm de largeur, à constriction légère ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates peu renflés au-dessus de l'isthme, triangulaires en vue apicale, à angles prolongés chacun en un long bras denticulé ; apex ornés de rangées marginales de verrues bifides.

Staurastrum setigerum Cleve (Fig. 463 a et b)

Cellule de 42-43 μm de longueur, 38-40 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomate ellipsoïdaux en vue frontale, et triangulaires en vue apicale ; paroi cellulaire entièrement couverte d'épines plus ou moins développées, de 8-20 μm de longueur ; angles porteurs d'épines fortes.

Staurastrum sexacostatum var. *productum* (W. West) G.S. West (Fig. 464 a et b)

Cellule de 26-30 μm de longueur, 35-42 μm de largeur, à constriction peu profonde ; isthme large de 8-10 μm ; hémisomates 6 fois radiés et prolongés par 6 bras bidentés, terminés par 3 épines, en vue apicale.

Staurastrum tohopekaligense Wolle var. *tohopekaligense* (Fig. 465)

Cellule quadrangulaire, de 75-77 μm de longueur, 65-75 μm de largeur, avec les bras, à constriction peu profonde ; isthme large de 18-20 μm ; hémisomates munis à chaque angle, de trois longs appendices trifurqués, donnant ainsi 12 appendices par hémisomate.

***Staurastrum tohopekaligense* var. *robustum* Wolle (Fig. 466)**

Cellule de 55-56 μm de longueur, 48-50 μm de largeur, avec les bras, à constriction peu profonde ; isthme large de 14-15 μm ; hémisomates, triangulaires en vue apicale, munis à chaque angle de 2 appendices courts et robustes terminés par trois dents fortes.

***Staurastrum tohopekaligense* var. *trifurcatum* W. et G.S. West (Fig. 467)**

Cellule de 64-68 μm de longueur, 60-62 μm de largeur, avec les bras, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-11 μm ; hémisomates, triangulaires en vue apicale, munis à chaque angle de 2 appendices longs, terminés par trois dents fortes.

***Staurastrum volans* W. et G.S. West (Fig. 468)**

Cellule de 32-35 μm de longueur, 38-40 de largeur, avec les bras, à constriction peu profonde ; isthme large de 4-5 μm ; hémisomates lisses, et prolongés par 2 bras divergents, terminés par 2 épines divergentes ; apex convexes.

***Stauroidesmus* Teiling**

Cellules solitaires à paroi lisse et sinus profond, à contour elliptique, biradiée ou bien étoilée à 3, 4, 5 branches en vue apicale, chaque branche terminée par une épine courte ; 2 plastes à un pyrénocyste par hémisomate.

***Stauroidesmus aristiferus* var. *protuberans* (West et G.S. West) Teiling (Fig. 469 a et b)**

Cellule de 36-38 μm de longueur, 40 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale, et prolongés par des épines longues de 22-25 μm .

***Stauroidesmus connatus* (Lundell) Thomasson (Fig. 470 a et b)**

Cellule de 32-34 μm de longueur, 22-24 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-13 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale, et munis à chaque angle d'une épine assez forte et dirigée verticalement ou obliquement.

***Stauroidesmus convergens* (Ehrenberg) Teiling var. *convergens* (Fig. 471)**

Cellule plus large que longue, de 38-40 μm de longueur, 47-48 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates elliptiques à fusiformes, en vue apicale, et ornés de chaque côté d'un aiguillon dirigé vers le bas, prolongeant la courbure de l'apex aplati et large.

Staurodesmus convergens* var. *curtus Turner (Fig. 472)

Cellule de 35 μm de longueur, 55 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus étroit vers l'intérieur et ouvert vers l'extérieur ; isthme large de 12-14 μm ; hémisomates semi-circulaires, et terminés par des épines courtes, rabattues vers la base refermant le sinus.

Staurodesmus corniculatus (Lundell) Teiling (Fig. 473)

Cellule de 25-30 μm de longueur, 20-30 μm de largeur, à constriction peu profonde ; isthme large de 10 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale, et prolongés aux angles par des épines longues.

Staurodesmus crispus Compère (Fig. 474)

Cellule de 32-34 μm de longueur, 35-40 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates elliptiques en vue apicale, plans à l'apex, et chaque côté prolongé par une longue épine de 15-20 μm , droite ou rabattue vers la base.

Staurodesmus curvatus* var. *latus Scott et Prescott (Fig. 475)

Cellule de 48-50 μm de longueur, 50 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates ellipsoïdaux à hexangulaires ; apex plans à légèrement concaves, et prolongés aux angles par de longues épines de 28-32 μm de longueur, rabattues vers la base de l'hémisomate.

Staurodesmus cuspidatus (Brébisson ex Ralfs) Teiling (Fig. 476)

Cellules angulaires ??? en vue apicale, de 28-30 μm de longueur, 25-30 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme cylindrique, allongé, et large de 5 μm ; hémisomates subtriangulaires, plans à l'apex, ornés d'une épine à chaque angle ; paroi lisse ou parfois poreuse-granuleuse.

Staurodesmus dickiei* var. *circularis (Turner) Croasdale (Fig. 477 a et b)

Cellule 26-27 μm de longueur, 26-28 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 6-8 μm ; hémisomates semi-circulaires en vue frontale, et triangulaires en vue apicale ; angles prolongés par une courte épine rabattue vers la base ; apex convexes.

Staurodesmus extensus (Borge) Teiling (Fig. 478)

Cellule de 30-33 μm de longueur, 40-43 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates hémisphériques, à apex plats, et prolongés aux angles par 2 épines droites ou courbes de 15-20 μm de longueur.

Staurodesmus maximus var. *maximus* fo. *triradiatus* Thomasson (Fig. 479)

Cellule de 30-33 μm de longueur sur 30-32 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 8-10 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale ; apex plans, et angles prolongés par des épines convergentes vers la base, et longues de 15-18 μm .

Staurodesmus megacanthus (Lundell) Teiling (Fig. 480)

Cellule de 28-30 μm de longueur, 25-28 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; isthme large de 8-10 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale, et prolongés au niveau des angles apicaux par des épines longues de 10-15 μm .

Staurodesmus mucronulatus Nordstedt (Fig. 481)

Cellule plus large que longue, de 47-48 μm de longueur, 67-68 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; isthme large de 24-26 μm ; hémisomates elliptiques en vue apicale, ornés de chaque côté d'une épine basale généralement bien développée et accompagnée d'une épine plus petite, réduite ou même absente, située vers l'apex convexe.

Staurodesmus o'mearii var. *minutus* West (Fig. 482 a et b)

Cellule de 33-35 de longueur, 28-30 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 15 μm ; hémisomates triangulaires en vue apicale ; apex plan et prolongé sur les côtés par des épines divergentes, de 10-15 μm de longueur.

Staurodesmus triangularis (Lagerheim) Teiling (Fig. 483)

Cellule de 30-32 μm de longueur, 24-25 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 5-6 μm ; hémisomates triangulaires et plans à l'apex ; angles prolongés par des épines plus ou moins longues de 8-10 μm .

Staurodesmus validus (West et G.S. West) Thomasson (Fig. 484)

Cellule de 46-48 μm de longueur, 48-50 μm de largeur sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10 μm ; hémisomates ellipsoïdaux ; apex convexes ; angles prolongés par des épines de 10-20 μm de longueur, droites ou fléchies vers la base.

Staurodesmus wandae (Raciborski) Bourrelly (Fig. 485)

Cellule de 48-50 de longueur, 30-32 μm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 18-20 μm ; hémisomates en forme de coupe, vus de face ; apex plans, et prolongés aux angles par de courtes épines dressées.

Teilingia Bourrelly

Cellules plus ou moins aplaties, à contour elliptique ou quadrangulaire, à isthme médian bien marqué, réunies en filament unisérié, plat ou légèrement tordu, ressemblant à des petits *Cosmarium* ; cellules unies en filaments par l'intermédiaire de granules apicaux arrondis.

Teilingia granulata (J. Roy et Bisset) Bourrelly (Fig. 486)

Colonie filamenteuse, formée de cellules quadrangulaires, presque carrées, de 16-18 μm de côté, pourvues d'une encoche concave au milieu des côtés, à constriction profonde ; isthme large de 9-10 μm ; hémisomates également quadrangulaires, et munis de granules arrondis aux angles ; cellules réunies par leurs extrémités apicales.

Xanthidium Ehrenberg

Cellules solitaires, avec un sinus profond ; vue polaire biradiée, de forme elliptique ou hexagonale aplatie ; en vue frontale, hémisomates le plus souvent polygonaux (hexagonaux ou octogonaux), aux angles ornés d'épines plus ou moins longues ; épines toujours disposées en 2 séries, en vue apicale ; paroi lisse ; zone centrale de l'hémisomate pourvue d'une tumeur saillante souvent ornée de pores ou d'épines, plus épaissie et colorée en jaune ou brun.

Xanthidium antilopaeum (Brébisson) Kützing (Fig. 487)

Cellule de 50-53 μm de longueur, 53-55 μm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 24-25 μm ; hémisomates ellipsoïdaux et anguleux, et munis, au niveau des angles apicaux, de 4 paires d'épines très longues de 16-26 μm .

Xanthidium brebissonii Ralfs (Fig. 488)

Cellule presque carrée de 50 µm de côté, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 24-25 µm ; hémisomates subsemicirculaires à bases légèrement convexes et apex presque plats au milieu, et prolongés aux angles apicaux par 4 paires d'épines longues et robustes, de 16-25 µm.

Xanthidium burkillii W. et G.S. West (Fig. 489)

Cellule de 70-72 µm de longueur, 70-72 µm de largeur, avec les épines, à constriction profonde ; sinus étroit ; isthme large de 25 µm ; hémisomates ellipsoïdaux, anguleux, et munis, au niveau des angles apicaux, de 4 paires d'épines de 12-14 µm de longueur.

Xanthidium cristatum var. ***uncinatum*** fo. ***polonicum*** Gütwinski (Fig. 490)

Cellule de 40-43 µm de longueur, 40 µm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 µm ; hémisomates ellipsoïdaux, avec 4 paires d'épines saillantes latérales, de 15-18 µm de longueur, et des épines plus courtes et incurvées, longues de 8-12 µm ; aire centrale munie d'une protubérance formée de 8-12 anneaux.

Xanthidium freemanii W. et G.S. West (Fig. 491)

Cellule de 47-48 µm de longueur, 40-42 µm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 12-14 µm ; hémisomates trilobés ; lobes latéraux portant chacun 2 paires d'épines courbées ; lobe polaire muni de 2 paires d'épines ; épines de 8-10 µm de longueur ; apex concaves ; hémisomates munis de part et d'autre une paire de dents basales.

Xanthidium subtrilobum W. et G.S. West var. ***subtrilobum*** (Fig. 492)

Cellule de 60-62 µm de longueur, 60 µm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus largement ouvert, et muni de 2 paires de petites dents opposées ; isthme large de 15-18 µm ; hémisomates, plus ou moins nettement trilobés ; lobe apical à 2 paires d'épines dressées, lobes latéraux munis d'une paire d'épines dressées, et une épine horizontale près de la base ; épines toutes longues de 15-25 µm.

Xanthidium subtrilobum var. ***inornatum*** Skuja (Fig. 493)

Cellule de 62-64 µm de longueur, 56-60 µm de largeur, sans les épines, à constriction profonde ; sinus largement ouvert ; isthme large de 18 µm ; hémisomates munis d'épines

paires de 12-15 μm de longueur : 2 paires d'épines robustes au pôle apical, une paire d'épines latérales, et d'une paire de dents basales.

Xanthidium trilobum Nordstedt (Fig. 494)

Cellule de 45-50 μm de longueur, 45-47 μm de largeur, à constriction profonde ; sinus ouvert ; isthme large de 10-12 μm ; hémisomates trilobés ; chaque lobe terminé par une paire d'épines bifides.

n. Famille des Mesotaeniaceae

Cylindrocystis (Meneghini ex Ralfs) De Bary

Cellules cylindriques à bouts arrondis ou plus rarement à contour elliptique, à paroi nue, sans suture médiane, ni pore ; plaste central, étoilé en coupe optique, à bords lobés et crêtes dentelées, et muni d'un pyrénioïde axial allongé en vue frontale ; aspect de *Cylindrocystis* semblable à celui de *Netrium*, mais avec des découpures marginales moins profondes.

Cylindrocystis brebissonii De Bary (Fig. 495)

Cellules cylindriques à bouts arrondis, de 76-78 μm de longueur, 28-30 μm de largeur, sans constriction visible ; paroi lisse ; plastes à bords dentelés, et munis d'un seul pyrénioïde allongé.

Gonatozygon De Bary

Cellules allongées, cylindriques ou fusiformes, avec un apex aplati, souvent tronqué, et munies d'une suture pariétale médiane ; paroi rarement lisse, le plus souvent ornée de granules ou de fines épines, disposées sans ordre ; 2 plastes en forme de ruban axial, étroit, parfois ondulé, porteurs d'une série de pyrénioïdes ; noyau en position centrale.

Gonatozygon aculeatum Hastings (Fig. 496)

Cellule allongée, de 130-132 μm de longueur, 12-15 μm de largeur, sans constriction visible ; paroi ornée de fines épines ; apex presque plats ; plastes munis de 3 à 4 pyrénioïdes.

Netrium (Nägeli) Itzigsohn et Rothe

Cellule de grande taille, à contour elliptique, rarement cylindrique, à bouts arrondis et présentant un plaste massif, central, étoilé en section optique, à pyrénioïdes axiaux allongés ; plaste à marges très découpées, déchiquetées.

Netrium digitus (Ehenberg ex Brébisson) Itzigsohn et Rothe var. *digitus* (Fig. 497)

Cellule à contour elliptique, et arrondie aux extrémités, de 658-660 μm de longueur, 108-112 μm de largeur ; partie médiane renflée, et effilée aux extrémités ; apex larges de 12 μm ; noyau central ; chloroplastes à marges découpées, et munis de pyrénoides allongés.

Netrium digitus var. *naegelii* Krieger (Fig. 498)

Cellules à contour elliptique et arrondie aux extrémités, de 168-172 μm de longueur, 40-42 μm de largeur ; renflée dans sa partie médiane, légèrement effilée vers les extrémités ; apex large de 15-20 μm ; noyau central ; chloroplastes à marges découpées, et munis de pyrénoides allongés.

o. Famille des Zygnemataceae

Mougeotia C.A. Agardh

Filaments simples portant 1 ou 2 longs plastes en ruban axial ; plastes disposés sans ordre ou en ligne ; noyau médian ; reproduction par aplanospores et conjugaison scalariforme et très rarement latérale.

Mougeotia cylindrospora Gauthier-Lièvre (Fig. 499)

Filament simple, allongé, formé de cellules végétatives de 14-24 μm de diamètre ; conjugaisons latérales ; zygospores de 20-30 μm de diamètre.

Mougeotia drouettii Transeau (Fig. 500)

Filament formé de cellules végétatives de 12-18 μm de diamètre ; conjugaisons scalariformes ; zygospores globuleuses de 30-36 μm de diamètre.

Mougeotia floridana Transeau (Fig. 501)

Filament formé de cellules végétatives de 24-28 μm de diamètre ; conjugaisons scalariformes ; zygospores globuleuses, triangulaires-globuleuses ou triangulaires-ovoïdes, de 52-60 μm de diamètre, occupant le canal copulateur et un des gamétocystes.

Mougeotia laetevirens (A. Braun) Wittrock (Fig. 502)

Filament simple, allongé, formé de cellules végétatives de 20-24 μm de diamètre, formant parfois des zygospores de 30-40 μm de diamètre.

Mougeotia opelousensis Taft (Fig. 503)

Filament formé de cellules végétatives de 24-26- μm de diamètre ; conjugaisons de type scalariforme ; zygospore se formant dans un tube cylindrique de 40-54- μm de diamètre, à bords et côtés concaves.

***Mougeotia* sp.1** (Fig. 504)

Filament simple, allongé, formé de cellules végétatives de 28-30 μm de diamètre ; conjugaisons latérales ; plastes à pyrénoides disposés sans ordre.

***Mougeotia* sp.2** (Fig. 505)

Cellule végétative de 20 μm de diamètre ; chromatophore muni de 6-12 pyrénoides alignés.

Spirogyra Link

Filaments simples, à plastes au nombre de 1-16, en rubans pariétaux régulièrement tordus en hélice et montrant de nombreux pyrénoides disposés en file ; noyau central ; cellules séparées les unes des autres par des cloisons de formes variables ; reproduction sexuée par conjugaison scalariforme, plus rarement latérale.

Spirogyra majuscula Kützing (Fig. 506)

Cellule végétative de 80-140 μm de diamètre, formée de 3-8 chloroplastes enroulés en spirale.

Spirogyra varians (Hassall) Kützing (Fig. 507)

Cellules cylindriques, de 32-40 μm de diamètre ; formées de 1 ou plusieurs chloroplastes, disposés en spirale dans la cellule ; conjugaisons scalariformes ; gamétocyste mâle étant comme soufflé dans le gamétocyste femelle formant une zygospore ellipsoïdale ou sphérique de 48-60 μm de diamètre.

III.3.2. Composition qualitative

III.3.2.1. Composition floristique des milieux

La flore algale des milieux humides du Sud-Ouest du Niger (Tableau 4) est dominée par les Chlorophyta (50 p.c.) qui représentent la moitié des taxons recensés. L'autre partie des taxons est dominée par les Euglenophyta (17 p.c.), les Heterokontophyta (18 p.c.) et les Cyanophyta (13 p.c.). Quant aux Dinophyta elles ne représentent que 2 p.c. de l'effectif total.

Tableau 4 : récapitulatif des taxons rencontrés

Embranchements	Classes	Ordres	Familles	Genres	Nb d'espèces
Cyanophyta	1	3	7	19	46
Heterokontophyta	3	5	8	23	66
Dinophyta	1	1	4	4	5
Euglenophyta	1	1	1	5	94
Chlorophyta	3	5	16	44	296
Total	9	5	36	95	507

L'analyse globale de la flore fait ressortir au niveau des Chlorophyta une nette dominance des Desmidiaceae, notamment les *Cosmarium* (59 espèces), les *Closterium* (33 espèces), les *Micrasterias* (25 espèces), les *Staurastrum* (23 espèces) et les *Euastrum* (21 espèces). Les autres espèces de Chlorophyta qui n'appartiennent pas aux Desmidiaceae sont, elles, dominées par les *Scenedesmus* (16 espèces) et les *Pediastrum* (12 espèces).

Les Euglenophyta sont, elles, dominées par les *Strombomonas* (26 espèces), les *Trachelomonas* (25 espèces), les *Phacus* (23). Les *Euglena* comptent 11 espèces et les *Lepocinclis* 10 espèces.

Les Heterokontophyta sont essentiellement constituées par les *Pinnularia* (11 espèces) et les *Gomphonema* (8 espèces).

Chez les Cyanophyta, les Nostocaceae prédominent avec 22 espèces dont 6 appartenant au genre *Anabaena*, 5 à *Lyngbya* et 5 à *Oscillatoria*.

Les Dinophyta ne représentent que 2 p.c. des taxons recensés.

III.3.2.2. Étude floristique comparative

La comparaison de la composition relative des différents groupes algaux des 9 mares et du fleuve est faite au niveau de la figure 54.

Les proportions ont été calculées à partir du tableau de l'annexe 2. L'analyse de la composition qualitative, exprimée en pourcentages, fait apparaître que les Chlorophyta sont les mieux représentées dans toutes les stations, suivies des Euglenophyta et des Heterokontophyta.

Ces résultats sont conformes à ceux de Compère (1980), notamment par la prédominance des Chlorophyta (33 p.c.) au niveau des algues de l'Aïr (Fig. 54).

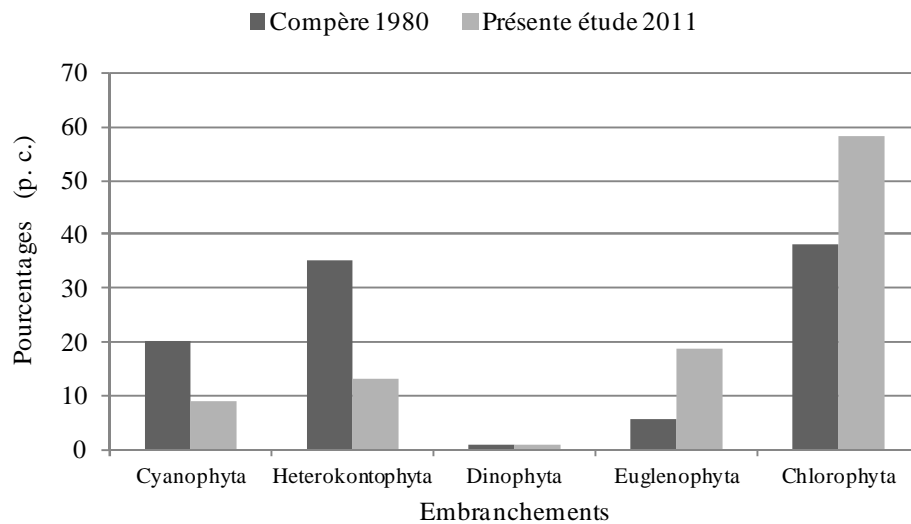


Figure 54 : comparaison de la florule de l’Air avec celle du Sud-Ouest du Niger

Toutefois, pour les autres embranchements, une nette différence de la composition floristique se dégage entre nos échantillons et ceux de l’Air (Tableau 5) où les Heterokontophyta (35 p.c.) et les Cyanophyta (20 p.c.) supplantent largement les Euglenophyta (6 p.c.). En effet, Compère (1980) remarquait déjà que la composition floristique de l’Air ressemblait beaucoup plus à celles des régions désertiques du Sahara (Ennedi) et d’Afrique du Nord (Algérie).

Au niveau sous-régional (Tableau 6), nos résultats sont proches de ceux des algues du lac Tchad (Compère 1974-1977) situé sous la même latitude, à savoir la bande agricole du Niger.

III.3.2.3. Conclusion partielle

L’ensemble des 507 taxons spécifiques et infrasécifiques recensés dans les 10 plans d’eau (Fig. 55) représente une proportion de 50 p.c. de Chlorophyta ; on observe aussi une proportion importante des Euglenophyta (17 p.c.) et des Heterokontophyta (18 p.c.). Les Cyanophyta (13 p.c.) et les Dinophyta (2 p.c.) représentent 15 p.c. de la population algale, ce qui laisse supposer un faible risque de toxicité liée aux Cyanophyceae et aux Dinophyceae toxiques des milieux humides du Sud-Ouest.

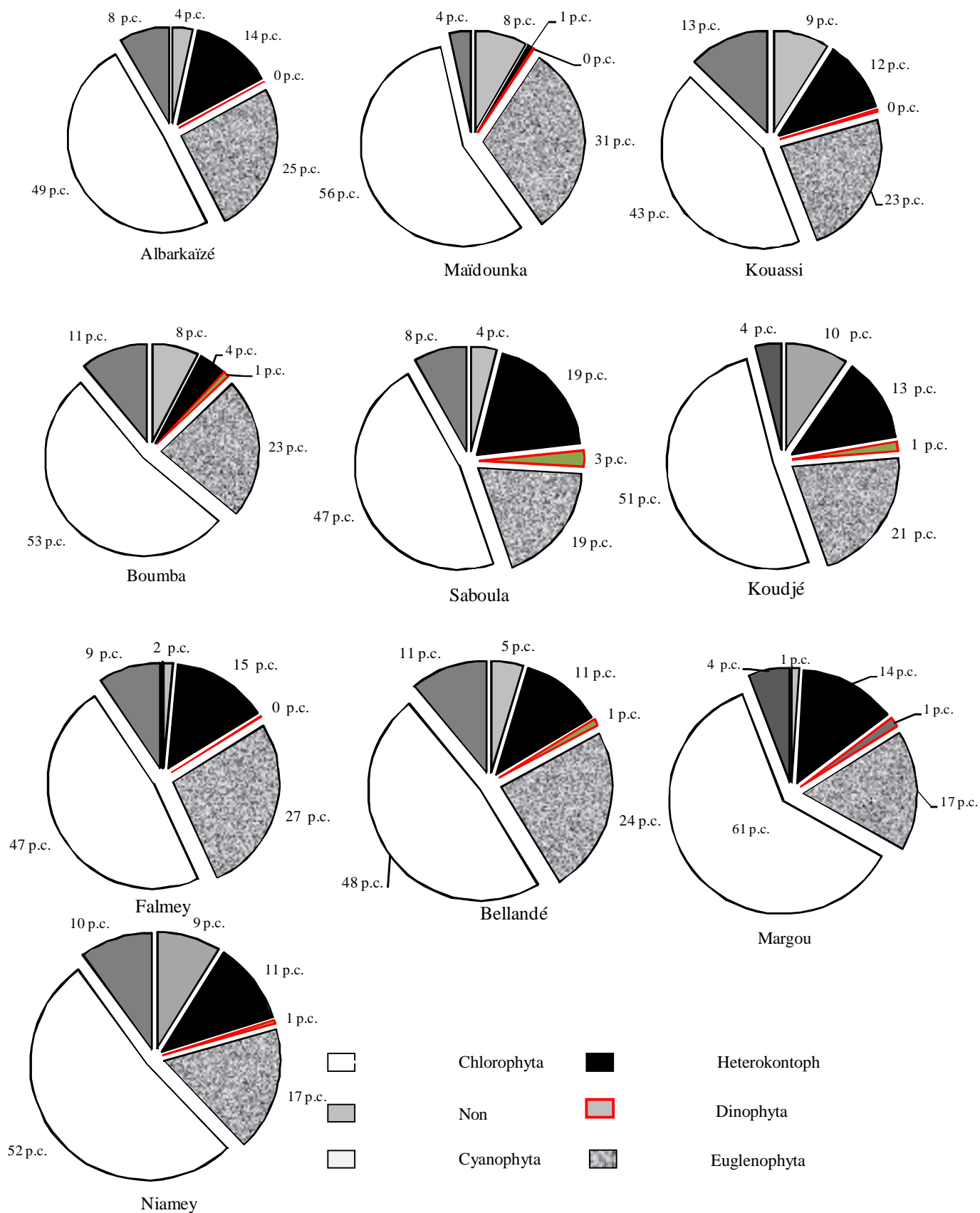


Figure 55 : représentation graphique de la composition de la flore algale des mares de : Albarkaizé, Maïdounka, Kouassi, Boumba, Saboula, Koudjé, Falmeï, Bellandé, Margou, et du fleuve Niger.

Tableau 5 : étude comparative des inventaires de micro-algues réalisés par différents auteurs au Niger

Embranchements	Classes	Nombre de taxons		
		Compère 1980	Garba 1984	Présente étude 2013
Cyanophyta	Cyanophyceae	108	4	46
Heterokontophyta	Chrysophyceae	4	-	66
	Xanthophyceae	4	-	
	Bacillariophyceae	178	-	
Dinophyta	Dinophyceae	4	-	5
Euglenophyta	Euglenophyceae	30	-	94
Chlorophyta	Euchlorophyceae	101	-	296
	Ulotrichophyceae	101	-	
	Zygophyceae	-	-	
Total		530	4	507

Tableau 6 : caractéristiques des flores algales inventoriées dans certains milieux aquatiques de la sous-région

Embranchements	Cameroun 1	Sénégal 2	Mali 3	Côte d'Ivoire 4	Burkina Faso 5	Niger Air 6	Kanem 7	Lac Tchad 8
Chlorophyta	78	180	268	134	129	202	149	455
Cyanophyta	4	94	16	23	26	108	97	177
Dinophyta	1	04	4	4	1	4	-	6
Euglenophyta	12	46	14	28	42	30	52	75
Heterokontophyta	1	326	14	48	05	186	209	423
Rhodophyta	1	-	1	1	-	-	-	1
Total	97	650	317	238	203	530	507	1 137

1 : Atangana Étémé (1980) ; 2 : Compère (1991) ; 3 : Couté et Rousselin (1975) ; 4 : Da (1992) ; 5 : Zongo (2007) ; 6 : Compère (1980) ; 7 : Iltis (1972) ; 8 : Compère (1974-1978)

III.3.3. Composition quantitative

Le comptage des échantillons (Tableau 7) effectué au microscope inversé fait ressortir la richesse spécifique des différents embranchements recensés d'une part et des milieux étudiés d'autre part.

Les mares de Margou, Bellandé, Kouassi et le fleuve Niger sont les milieux qui comptent le plus grand nombre d'espèces algales.

Tableau 7 : composition quantitative des principales stations

Plan d'eau	Cyanophyta	Heterokontophyta	Dinophyta	Euglenophyta	Chlorophyta	Total
Albarkaizé	21	2990	0	1490	5154	9655
Maïdounka	1380	417	0	6768	8768	17333
Kouassi	2109	5718	3	5423	19450	32703
Boumba	612	1023	16	4571	7752	13974
Saboula	385	6914	171	274	1067	8811
Koudjé	298	4472	91	1691	2705	9257
Falmey	100	3140	0	2138	2584	7962
Bellandé	3301	9691	21	3321	11520	27854
Margou	25	29951	445	673	21748	52842
Niamey	8581	21090	26	2869	11056	43622
Total	16812	85406	773	29218	91804	

La composition quantitative des milieux étudiés montre beaucoup plus la ressemblance de la flore algale du Sud-Ouest du Niger avec celle de la Côte d'Ivoire (Da, 1992) et dans une certaine mesure, avec celle du Lac Tchad (Compère, 1974-1978).

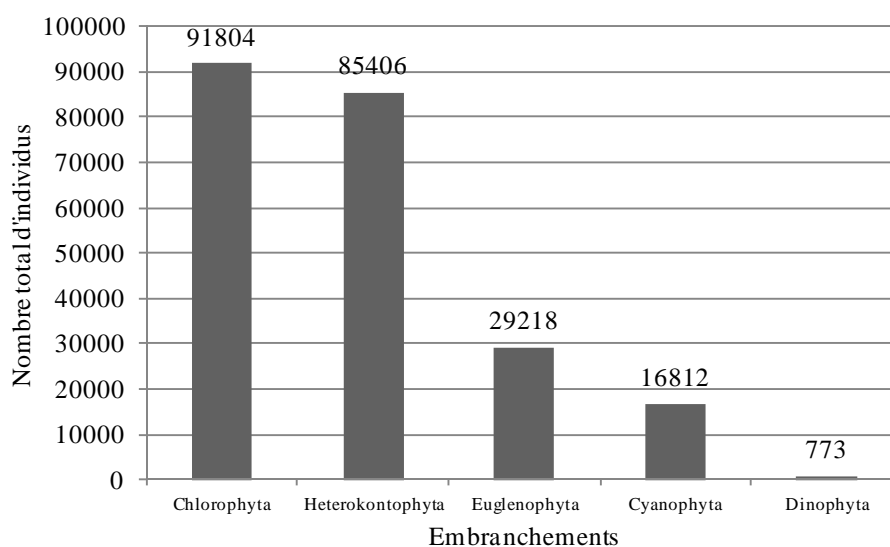


Figure 56 : importance relative des principaux taxons recensés

III.3.4. Écologie des populations algales recensées

III.3.4.1 Analyses de la distribution des espèces

Pour analyser la distribution des espèces en fonction des stations, une DCA a été faite avec la matrice des relevés des mares, des dallols et du fleuve en abondance dominance. La figure 57 donne la carte factorielle de distribution des relevés et des espèces. L'analyse de la distribution montre des relevés distribués de façon homogène sur le plan de l'ordination. Cela signifie que les espèces ne permettent pas à elles seules de dégager les gradients qui expliquent leur répartition dans les stations, puisque la majorité des espèces se retrouve dans toutes les stations. Le résultat de la DCA est résumé dans le tableau 8.

Tableau 8 : valeurs propres et pourcentages de variance expliquée par les 4 premiers axes

Axes	1	2	3	4	Inertie totale
Valeurs propres	0,497	0,222	0,104	0,058	2,050
Longueur des gradients	2,277	2,657	1,496	1,615	
Pourcentages cumulatifs de variance expliquée	24,3	35,1	40,1	43,1	

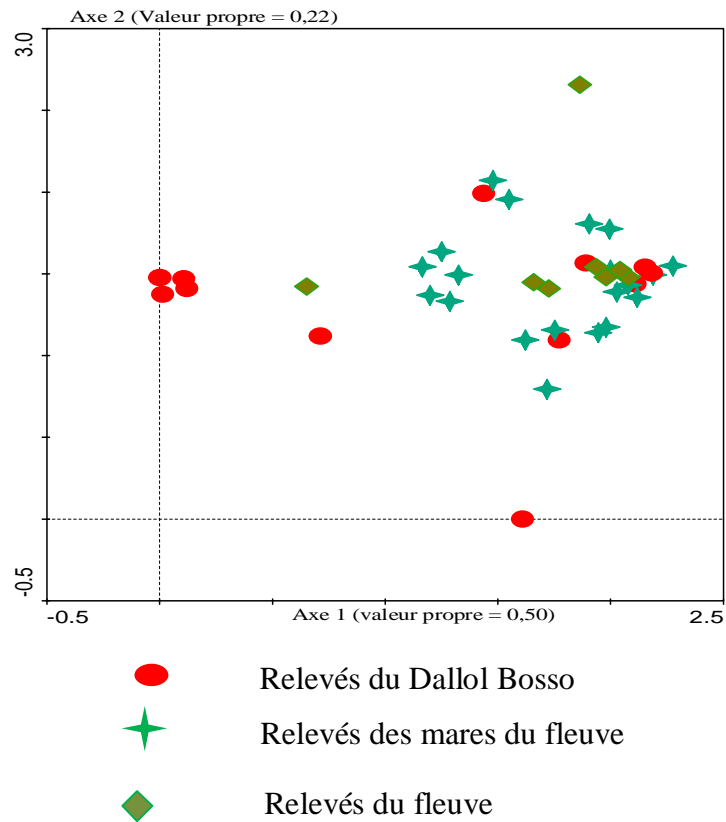


Figure 57 : analyse factorielle de correspondance des 40 relevés

À cet effet, l'analyse a été reprise avec une analyse canonique des correspondances (CCA). La Figure 58 représente la carte factorielle du CCA. La plupart des variables environnementales se répartissent près du centre de la carte factorielle avec des P-values (test de Monte Carlo) supérieures à 0,05 (Tableau 9). De ce fait, elles ont peu d'effet sur la distribution des espèces. Seules les variables suivantes T°C, DBO5 ayant des P-values inférieures à 0,05 ont un effet significativement déterminant dans la répartition des espèces.

Tableau 9 : résultats de l'analyse canonique des correspondances de 40 échantillonnages sur le Fleuve Niger et le Dallol-Bosso:

Axes	1	2	3	4	Inertie totale
Valeurs propres	0,254	0,121	0,097	0,086	1,982
Corrélation espèces-environnement	0,805	0,697	0,720	0,633	
Variance floristique expliquée (p.c.)	12,8	18,9	23,8	28,1	
Variance espèces-environnement expliquée (p.c.)	33,2	48,9	61,6	72,7	
Somme des valeurs propres					0,766

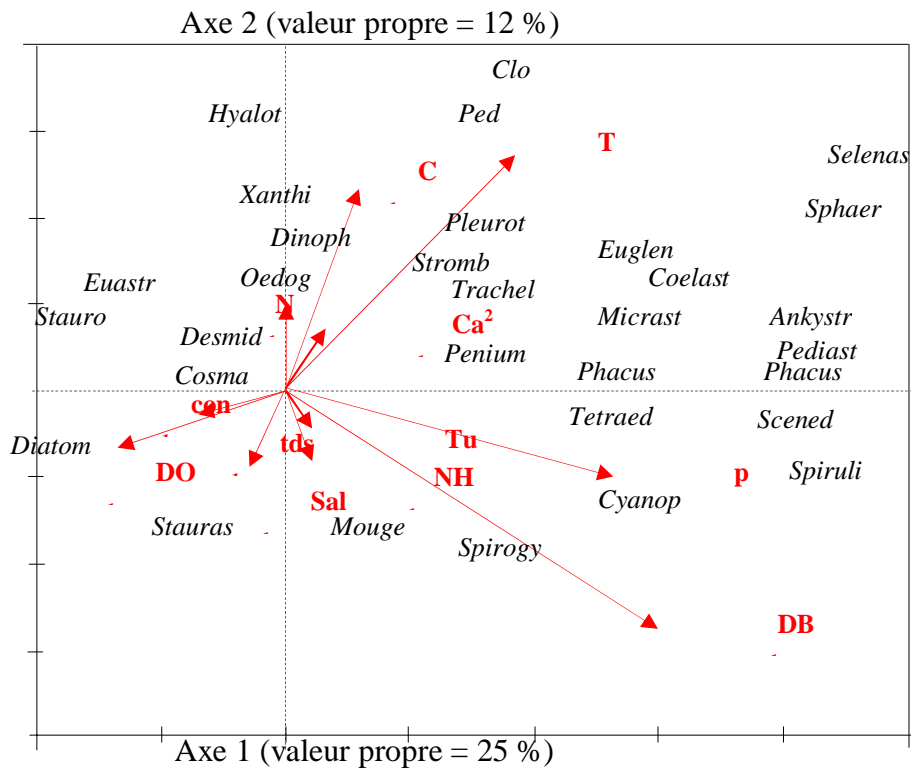


Figure 58 : répartition des taxons et des variables physico-chimiques sur les deux premiers axes de l'analyse canonique des correspondances concernant les dix stations de prélèvement.

III.3.4.2 Étude comparative de la composition physico-chimique des stations

L'analyse en composante principale (ACP) impliquant les stations de prélèvement et les paramètres physico-chimiques révèle que les 3 premiers axes concentrent près de 71 p.c. des informations.

a. Relevé de début de saison sèche (Fig. 59)

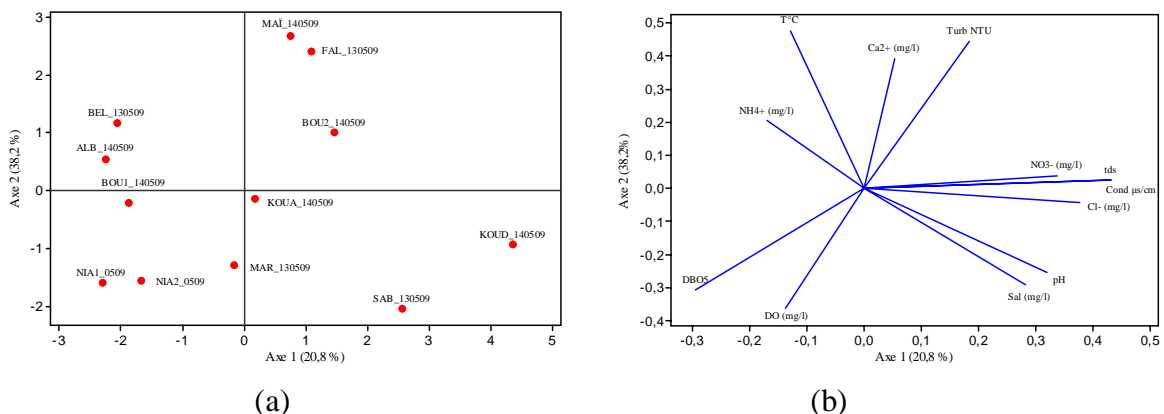


Figure 59 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel en début de saison sèche.

L'axe 1 est corrélé positivement avec le pH, la conductivité, le tds, les nitrates et le Cl⁻.

L'axe 2 est corrélé positivement à la température, à la turbidité et au Ca²⁺. Il est par contre négativement corrélé au DO et à la DBO5. Concomitamment, les stations à forte

affinité pour la température, la turbidité et le calcium (MAÏ et FAL) sont opposées aux stations à forte affinité pour le DO et la DBO5 (NIA1 et NIA2).

b. Relevé de fin de saison sèche (Fig. 60)

L'analyse en composante principale (ACP) réalisée sur le tableau impliquant les stations de prélèvement et les paramètres physico-chimiques, révèle que les 3 premiers axes concentrent près de 0,70 p.c. des informations. L'axe 3 n'est pas représenté sur le graphique, il est fortement corrélé au pH, au NH_4^+ et au calcium Ca^{2+} .

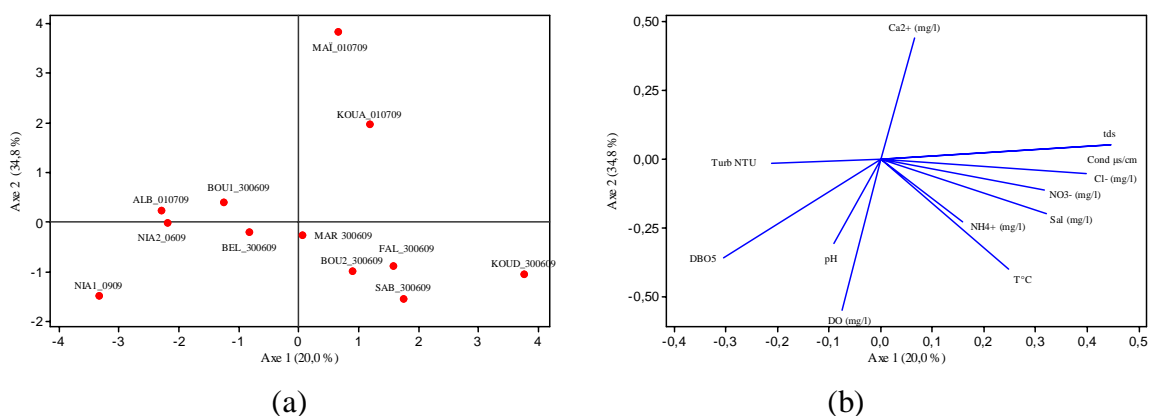


Figure 60 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel, en fin de saison sèche.

c. Relevé de début de saison des pluies (Fig. 61)

L'analyse en composante principale (ACP) impliquant les stations de prélèvement et les paramètres physico-chimiques, révèle que les 3 premiers axes concentrent près de 74 p.c. des informations. L'axe 3 n'est pas représenté sur le graphique, le pH reste le paramètre le mieux corrélé à cet axe ; il oppose le pH, la salinité au groupe constitué par le DO, la DBO5 et le Cl^- .

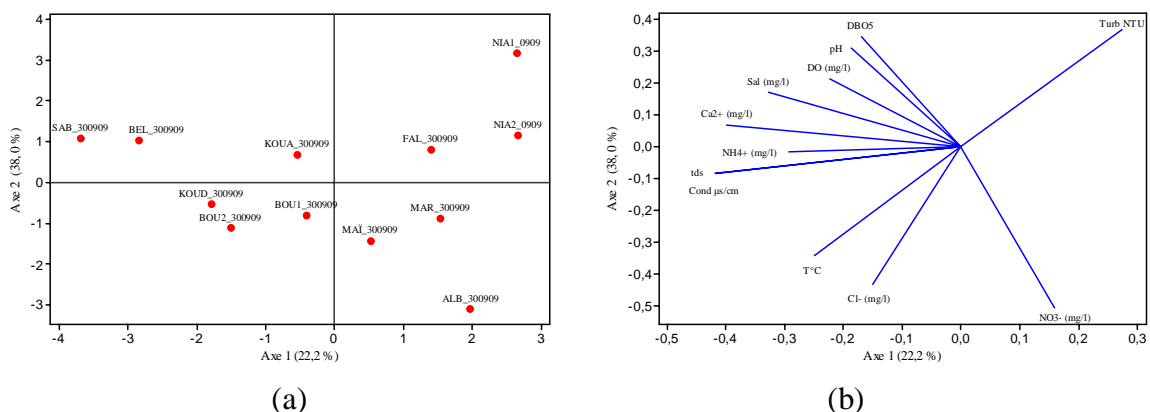


Figure 61 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel en début de saison des pluies.

L'axe 1 est corrélé négativement à la conductivité, au tds, à la salinité, aux ions calcium, et est faiblement corrélé positivement à la turbidité.

L'examen de la Fig. 61 permet de repérer deux groupes de caractères, l'un lié à la Cond, au tds, à la sal, au Ca^{2+} , et opposé à la turbidité, ce qui permet également d'opposer les stations NIA1 et NIA2 à forte affinité avec la turbidité, et les stations SAB et BEL qui ont des affinités pour la Cond., le tds, la sal et le Ca^{2+} .

L'axe 2 traduit l'opposition entre le groupe de paramètres formé par la température, les nitrates et les ions chlorures, et celui du pH et de la turbidité, qui oppose respectivement la station ALB et les stations NIA1 et NIA2.

d. Relevé de fin de saison des pluies (Fig. 62)

L'analyse en composante principale (ACP) impliquant les stations de prélèvement et les paramètres physico-chimiques, révèle que les 3 premiers axes concentrent près de 70 p.c. de l'information. L'axe 3 n'est pas représenté sur le graphique et est positivement corrélé avec NH_4^+ , et NO_3^- .

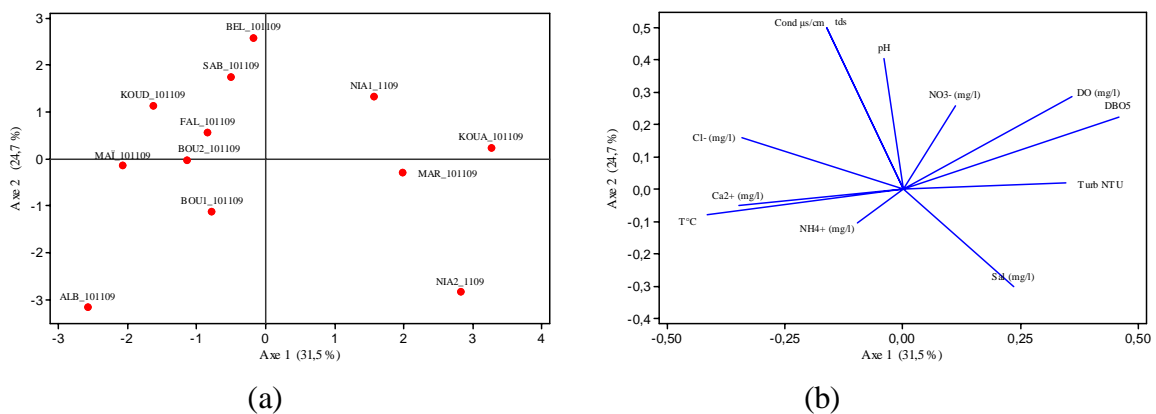


Figure 62 : représentation des stations (a) et des paramètres physico-chimiques (b) sur le plan factoriel en fin de saison des pluies.

L'axe 1 est positivement corrélé avec la turbidité, le DO, la DBO5 ; celles-ci s'opposent à la température et aux ions chlorures et calcium. Ces deux groupes de paramètres permettent d'opposer respectivement les stations de KOUA et de MAÏ.

L'axe 2 est positivement corrélé au pH, à la conductivité et au tds, et négativement à la salinité.

Conclusion et perspectives

Le Fleuve Niger et ses affluents appartiennent à un vaste écosystème, le bassin du Niger, véritable colonne vertébrale de l'économie ouest-africaine, qui s'étend sur neuf pays : Bénin, Burkina Faso, Cameroun, Côte d'Ivoire, Guinée, Mali, Niger, Nigeria et Tchad. Sa superficie est estimée à près de 2,2 millions de km². La sécurité écologique, économique et sociale d'une bonne partie de l'Afrique de l'Ouest dépend de la gestion durable et équitable du fleuve Niger et de ses ressources. Le développement durable au sein de ce vaste écosystème implique la prise en compte et la conciliation de trois éléments majeurs, notamment le social, l'économie et l'environnement (Brundtland, 1987). Le dernier élément joue un rôle capital : il conditionne en effet l'essor des deux premiers.

Certains pays membres de l'Autorité du Bassin du Fleuve Niger au nombre desquels le Niger ont déjà adopté des stratégies de conservation de la biodiversité. De nombreuses zones protégées ont été créées et bon nombre d'entre-elles sont inscrites sur la liste de Ramsar.

Les listes taxinomiques de la diversité biologique ont été établies pour les oiseaux, les poissons et les autres vertébrés. Aucune mention particulière n'est faite sur la flore microalgale du fleuve et des milieux humides connexes du fleuve.

L'objectif de la présente étude est de faire un inventaire des micro-algues et d'analyser la qualité des eaux douces du fleuve Niger, des mares du fleuve, ainsi que des eaux saumâtres des mares du Dallol Bosso.

Cette étude a duré de 2009 à 2011. Elle a permis d'inventorier au total 507 taxons spécifiques et infraspécifiques répartis en 95 genres, 36 familles, 15 ordres, 9 classes et 5 embranchements, ce qui dénote de la diversité et de la richesse des milieux.

Cette étude est novatrice ; elle a permis de faire une analyse assez poussée des eaux : les données biologiques (composition spécifique en micro-algues) ont été accompagnées de données physico-chimiques par l'utilisation du concept d'un kit de laboratoire mobile.

Dans le contexte du changement climatique global aux effets amplifiés par le développement industriel et l'accroissement démographique, les algues constituent la matière première renouvelable du futur.

Les propriétés physiologiques des algues leur confèrent un large éventail d'utilisations dans plusieurs domaines (Pulz et Gross, 2004).

La dermocosmétologie : Les micro-algues présentent des propriétés biologiques hydratantes, anti-UV, anti-pigmentation, amincissantes, etc.

Les compléments alimentaires, en raison de sa valeur nutritionnelle exceptionnelle, les Nations Unies ont reconnu la pertinence de l'utilisation de la spiruline (*Arthrospira platensis*) pour combattre la malnutrition dans le monde. Selon l'O.M.S, dans les pays en

développement comme le Niger, la faim, la malnutrition et la déficience en micronutriments (vitamines, sels minéraux et acides aminés essentiels) constituent les défis majeurs. La spiruline a donc été inscrite dans l'agenda du développement durable par l'institution IIMSAM (IIMSAM, 2009).

L'alimentation humaine et animale, notamment en pisciculture par adoption de la Co-culture : poissons/algues, ce qui devrait permettre de redynamiser et de moderniser le secteur de la pêche en perte de vitesse dans le bassin du Niger (Autorité du Bassin du Niger, 2007).

La santé : elle, offre une diversité de molécules encore peu exploitées.

L'énergie : Les micro-algues sont riches en lipides pouvant être utilisés comme carburant pour moteur.

L'environnement : la phytoremédiation ou encore la phycoremédiation est l'utilisation des micro-algues dans les traitements des eaux usées (Oswald *et al.*, 1960). Cette technique permet dans un premier temps une remédiation biologique et une valorisation de la biomasse des cours d'eaux anthropisés, par conversion de la biomasse en biocarburant et biogaz (méthane).

Cette étude sur l'inventaire taxinomique des micro-algues des milieux humides du fleuve Niger et des milieux connexes du fleuve Niger, soulève d'importantes questions, en rapport avec la taxinomie et l'écologie des espèces, mais également leur utilisation comme matière première propre et durable et comme indicateurs de l'état écologique des plans d'eaux.

Un suivi mensuel régulier devra être envisagé pour chacun des plans d'eaux étudiés afin de déterminer avec précision la succession saisonnière des populations planctoniques. Un suivi particulier des cyanobactéries devra être mené et une analyse fine de la toxicité de ces taxons faite.

Il a été démontré au cours de cette étude que l'analyse de l'eau par les seuls paramètres physico-chimiques ne peut révéler que l'état instantané de la qualité de l'eau. Pour une appréciation fondée sur le long terme, il serait nécessaire d'associer les espèces bio-indicatrices car elles apportent des informations particulièrement intéressantes sur l'état écologique des plans d'eaux. L'augmentation des fréquences d'analyses et du nombre de paramètres recherchés, notamment la prise en compte de l'analyse phytoplanctonique comme paramètre essentiel dans l'analyse de la qualité des eaux et la gestion des cours d'eau aux Niger, peut aussi être envisagée.

L'acquisition d'un matériel performant et de documents spécialisés (ouvrages, revues) serait d'un apport inestimable pour la poursuite des travaux dans ce domaine.

Bibliographie

Index bibliographique

Achirou, D.G. et Alain, D. (1995). Exploitation de la nappe alluviale du dallol Maouri pour des cultures irriguées au Niger. *Sécheresse*, **6** (3) : 257-263.

Alain, M. (1980a). Atlas du Niger : Relief et Hydrographie. Les atlas Jeune Afrique. Éditions Jeune Afrique, pp. 6-7.

Alain, M. (1980b). Atlas du Niger : Géomorphologie. Les atlas Jeune Afrique. Éditions Jeune Afrique, pp. 12-13.

Alain, M. (1980c). Atlas du Niger : Climat. Les atlas Jeune Afrique. Éditions Jeune Afrique, pp. 14-17.

Alves-da-Silva, S.M. (2004). Study of Euglenophyta in the Jacuí Delta State Park, Rio Grande do Sul, Brazil. 1. *Euglena* Ehr., *Lepocinclis* Perty. *Acta Bot. Bras.*, **18** (1) : 123-140.

Amrenda N.K. et Pranjit, S. (1992). The Genus *Spirogyra* (Chlorophyceae : Zygnemataceae) in West Bengal, India. *Bibliotheca Phycologica*, Bd. 86, **91** : 1-52.

Anagnostidis, K. et Komárek, J. (1985). Modern approach to the classification system of Cyanophytes. 1-Introduction. *Archiv. Hydrobiol. Suppl.* **71**, (1-2)/*Algol. Stud.*, **38-39** : 291-302.

Anagnostidis, K. et Komárek, J. (1986). Modern approach to the classification system of Cyanophytes. 2-Chroococcales. *Arch. Hydrobiol. Suppl.*, **73** (2)/*Algol. Stud.*, **43** : 157-226.

Anagnostidis, K. et Komárek, J. (1988). Modern approach to the classification system of Cyanophytes. 3-Oscillatoriales. *Arch. Hydrobiol. Suppl.* **80**, 1-4/*Algol. Stud.*, **50-53** : 327-472.

Anagnostidis, K. et Komárek, J. (1990). Modern approach to the classification system of Cyanophytes. 5-Stigonematales. *Algol. Stud.*, **59** : 1-73.

Atangana, E.R. (1980). Contribution à l'étude des algues d'eau douce du Cameroun : la florule de la région de Yaoundé (Diatomées exclues). Mémoire de Master's degree. Université de Yaoundé, 100 p.

Atangana, E.R. et Couté, A. (1985). Notes sur quelques *Micrasterias* Ag. du Cameroun (Chlorophyta, Zygnophyceae, Desmidiaceae). *Cryptogamie. Algologie*, **6** (2) : 125-131.

Comas, A.G. (1996). Las Chlorococcales dulciacuícolas de Cuba [The freshwater Chlorococoids of Cuba]. *Bibliotheca Phycologica*, Bd. 86, **99** : 1-192.

Autorité du Bassin du Niger (2007). Atlas du Bassin du fleuve Niger. Niamey, ABN, 68 p.

Bellinger, E.G. et Sigeo, D.C. (2010). Freshwater algae : identification and use as bioindicators. John Wiley et Sons, 271 p.

Bernard Peyre, de F. (1980). Atlas du Niger : Végétation et faune. Les atlas Jeune Afrique. Éditions Jeune Afrique, pp. 20-23.

Boureima, O. (1980). Atlas du Niger : Géologie. Les atlas Jeune Afrique. Éditions Jeune Afrique, pp. 8-9.

- Bouroche, J.M. et Saporta, G. (1980).** L'analyse des données. Collection Que sais-je, n° 6, Presses Universitaires de France, 128 p.
- Bourelly, P. (1957).** Algues d'eau douce du Soudan Français, région du Macina. *Bull. I.F.A.N., Série A*, **19** : 1047-1102.
- Bourelly, P. (1960).** Un nouveau genre africain d'endocyanose : *Glaucocystopsis africana* nov. gen. et nov. sp. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences, Paris, Série D* **251** : 416-418.
- Bourelly, P. (1966).** Quelques Algues d'eau douce du Canada. *Int. Revue ges. Hydrobiol. Hydrogr.*, **51** : 45-126.
- Bourelly, P. (1968).** Les Algues d'eau douce. Initiation à la systématique, Tome II : Les algues jaunes et brunes. Chrysophycées, Phéophycées, Xanthophycées et Diatomées. Faunes et flores actuelles. Éditions N. Boubée et Cie, Paris, 438 p.
- Bourelly, P. (1969).** Quelques remarques sur la Classification des Algues bleues. *Plant Systematics and Evolution, Biomedical and Life Sciences*, **116** (1-5) : 273-278.
- Bourelly, P. (1970).** Les Algues d'eau douce. Initiation à la systématique, Tome III : Les algues bleues et rouges. Les Eugléniens, Péridiniens et Cryptomonadines. Faunes et flores actuelles. Éditions N. Boubée et Cie, Paris, 438 p.
- Bourelly, P. (1972).** Les Algues d'eau douce. Initiation à la systématique, Tome I : Les algues vertes. Faunes et flores actuelles. Éditions N. Boubée et Cie, Paris, 572 p.
- Bourelly, P. (1987).** Algues d'eau douce des mares d'alpage de la région de Lunz am See, Autriche. *Bibliotheca Phycologica*, **76** : 1-182.
- Bourelly, P. et Couté, A. (1991).** Desmidiées de Madagascar (Chlorophyta, Zygomycetes). *Bibliotheca Phycologica*, **86** : 1-348.
- Brook, A.J. (1981).** The biology of desmids : Botanical monographs. University of California Press, **16**, 276 p.
- Brundtland, G.H. (1987).** Notre avenir à tous. Rapport de la Commission mondiale sur l'environnement et le développement de l'ONU, 318 p.
- Bui, E.N., Dixon, J.B., Shadfan, H. et Wilding, L.P. (1990).** Geomorphic features and associated iron oxides of the Dallol Bosso of Niger (West Africa). *Catena*, **17** (1) : 41-54.
- Büilent, Ş. (2007).** Two New Records for the Freshwater Algae of Turkey. *Turk. J. Bot.*, **31** : 153-156.
- Caratini, R. (1985).** Botanique. Bordas encyclopédie, Éditions Bordas, Paris, pp. 1-10.
- Carr, N.G. et Whitton, B.A. (1982).** The Biology of Cyanobacteria. University of California Press, 688 p.
- Chader, S. (2003).** Le génie des micro-algues : de l'aliment au carburant. *Bulletin des énergies renouvelables*, **3** : p. 9.
- Christophe, L.-T., Jacques, B., Alain, D., Jean-Claude, D., Frédéric, R. et Orlane, A. (2009).** Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation, d'observation et de

dénombrement du phytoplancton en plan d'eau pour la mise en œuvre de la DCE. Protocole standardisé-phytoplancton, Cemagref, pp. 1-44.

Compère, P. (1967). Algues du Sahara et de la région du lac Tchad. *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.*, **37** (2) : 109-288.

Compère, P. (1970). Contribution à l'étude des eaux douces de l'Ennedi. III : Algues. *Bull. I.F.A.N.*, **32**, Sér. A 1, **32** : 18-64

Compère, P. (1974a). Algues de la région du lac Tchad. I : Caractéristiques générales du milieu. *Cah. O.R.S.T.O.M., Série Hydrobiologie*, **8** (3-4) : 141-164.

Compère, P. (1974b). Algues de la région du lac Tchad. II : Cyanophycées. *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **8** (3-4) : 165-198.

Compère, P. (1975a). Algues de la région du lac Tchad. III : Rhodophycées, Euglénophycées, Cryptophycées, Dinophycées, Chrysophycées, Xanthophycées. *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **9** (3) : 167-192.

Compère, P. (1975b). Algues de la région du lac Tchad. IV : Diatomophycées. *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **45** : 373-382.

Compère, P. (1975c). Diatomées de la région du lac Tchad, taxons, combinaisons et noms nouveaux. *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.*, **45** : 373-382.

Compère, P. (1976a). Algues de la région du lac Tchad. V : Chlorophycophytes (1ère partie). *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **10** (2) : 77-118.

Compère, P. (1976b). Algues de la région du lac Tchad VI. : Chlorophycophytes (2^{ème} partie : Ulotrichophycées, Zygnematacées). *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **10** (3) : 135-164.

Compère, P. (1977). Algues de la région du lac Tchad VII : Chlorophycophytes (3^{ème} partie : Desmidiées). *Cah. O.R.S.T.O.M. Sér. Hydrobiol.*, **11** (2) : 77-177.

Compère, P. (1980). Algues de l'Aïr (Niger). *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.*, **50** (3-4) : 269-329.

Compère, P. (1991). Contribution à l'étude des algues du Sénégal. 1. Algues du lac Guiers et du Bas-Sénégal. *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.*, **61** (3-4) : 171-267.

Conrad, W. (1943). Description de quelques *Phacus* nouveaux. *Bull. Mus. Roy. Hist. Nat. Belg.*, **16** (6) : 1-29.

Conrad, W. (1977). Remarques sur le genre *Phacus*. *Bull. Mus. Roy. Hist. Nat. Belg., Notes Protistol.* **29**, **19** (33) : 1-16.

Couté, A. et Iltis, A. (1985). Étude au microscope électronique à balayage de quelques algues (Dinophycées et Diatomophycées) de la lagune Ébrié (Côte d'Ivoire). *Nova Hedwigia*, **41** : 69-79.

Couté, A. et Rousselin, G. (1975). Contribution à l'étude des algues d'eau douce du Moyen Niger (Mali). *Bull. Mus. Nat. Hist. Nat., 3^e sér., Bot.* **21**, **277** : 73-175.

- Da, K.P. (1986).** Contribution à la connaissance de la microflore de la mare et du complexe piscicole du Banco (Côte d'Ivoire). Mémoire de D.E.A., Université Nationale de Côte d'Ivoire, Abidjan, 45 p.
- Da, K.P. (1992).** Contribution à la connaissance du phytoplancton de la mare et du complexe piscicole du Banco (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle, Université Nationale de Côte d'Ivoire, Abidjan, 384 p.
- Da, K.P. (2007).** Étude taxinomique du phytoplancton dulçaquicole des masses d'eau lenticues et lotiques de quelques sites au Sud de la Côte d'Ivoire, entre les fleuves Bandama et la Bia : apports de la microscopie électronique à balayage. Thèse de Doctorat d'État ès Sciences Naturelles, Université de Cocody-Abidjan (Côte d'Ivoire), 401 p.
- Da, K.P., Traoré, D. et Assémien, A.P. (1997).** Le genre *Scenedesmus* dans la microflore de la mare et du complexe piscicole du Parc National du Banco (Côte d'Ivoire). *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.*, **66** : 107-129.
- Da, K.P., Traoré, D. et Assémien, A.P. (1999).** Cyanophytes, Rhodophytes et Pyrrophytes de la mare et du complexe piscicole du Parc National du Banco (Côte d'Ivoire). *Syst. Geogr. Plant.*, **69** : 161-183.
- Da, K.P., Zongo, F., Mascarell, G. et Couté, A. (2004).** *Bagredinium*, un nouveau genre de Péridiniales (Dinophyta) d'eau douce de l'Afrique de l'Ouest. *Arch. Hydrobiol. Suppl. 150/Algol. Stud.*, **111** : 45-61.
- Dajoz, R. (2006).** Précis d'écologie. Dunod, Sciences Sup, Paris, 631 p.
- Davies, B.R. et Gasse F. (Éds.) (1988).** African wetlands and shallow water bodies. Bibliography. Éditions de l'O.R.S.T.O.M. (IRD). Collection Travaux et Documents n° 211, Paris, 502 p.
- De Reviere, B. (2002).** Biologie et phylogénie des algues. Tome 1. Collection Belin Sup. Sciences, Éd. Belin, Paris, 352 p.
- De Reviere, B. (2003).** Biologie et phylogénie des algues. Tome 2. Collection Belin Sup. Sciences, Ed. Belin, Paris, 256 p.
- Deflandre, G. (1926).** Monographie du genre *Trachelomonas* Ehr. Nemours, Paris, 162 p.
- Delpuech, F., Joseph, A. et Cavalier, C. (1976).** Consommation alimentaire et apport nutritionnel des algues bleues (*Oscillatoria platensis*) chez quelques populations du Kanem (Tchad). *Annales de la Nutrition et de l'Alimentation*, **29** : 497-516.
- Desconnets, J.C., Taupin, J.D., Lebel, T. et Leduc, C. (1997).** Hydrology of the HAPEX-Sahel Central Super-site : surface water drainage and aquifer recharge through the pool systems. *Journal of Hydrology*, **188-189** : 155-178.
- Djima, I.T. (2006).** Étude du phytoplancton de la mare et des bassins d'arrosage de Port-Bouët, Abidjan (Côte d'Ivoire). D.E.A. de Botanique (Option, Biologie, Morphologie et Taxonomie Végétales). Laboratoire de Botanique, U.F.R. Biosciences, Université de Cocody-Abidjan, 64 p.

Djima, I.T., M'baye, N., Da, K. P., & Saadou, M. (2010). Micro-algues de la mare et des bassins d'arrosage à Port-Bouët (Abidjan, Côte d'Ivoire). *Agronomie Africaine*, **22** (3) : 247-261.

Djima, I.T., M'baye, N., Mahamane, A. et Saadou, M. (2010a). Les Algues des zones humides de Niamey : le genre *Micrasterias* Agardh ex Ralfs (Desmidiaceae) (a). *Annales de l'Université Abdou Moumouni de Niamey*, **11-A** : 134-141.

Djima, I.T., M'baye, N., Mahamane, A. et Saadou, M. (2010b). Les Algues des zones humides de Niamey : le genre *Micrasterias* Agardh ex Ralfs (Desmidiaceae) (b). *Annales de l'Université Abdou Moumouni de Niamey*, **11-A** : 142-153.

Dolly, W.D. (2011). Biotechnological potentials and role of cyanobacteria in agriculture and industry. International Workshop on use of algae technology, hydrogen production, and use of algae biomass, in Kolkata, India, October 17 - 18. *Bioforsk*. Consulté de http://www.bioforsk.no/ikbViewer/page/prosjekt/tema?p_dimension_id=24076&p_menu_id=24084&p_sub_id=24077&p_dim2=24080

Drews, G. et Gollwitzer, W. (1965). Untersuchungen an der Polysaccharidfraktion der Zellwände von *Anacystis nidulans*. *Arch. Mikrobiol*, **51** : 179-185.

Durand, J.R. et Lévêque, C. (1980). Flore et faune aquatiques de l'Afrique sahélo-soudanienne. Tome 1, Éditions O.R.S.T.O.M. - Collection Initiations-Documents Techniques n°44, Paris, 873 p.

Eberhard, H., et Paul, C.S. (1988). Annotated Catalogue of *Scenedesmus* and Nomenclaturally Related Genera, Including Original Descriptions and Figures. *Bibliotheca Phycologica*, **80** : 1-587.

Fellrath, M. (1980). La rivière milieu vivant. *Atlas visuels Payot Lausanne*, **7-8** : 128.

Franceschini, I.M. (1991). Algues d'eau douce de Porto Alegre (Brésil). Taxinomie, Composition Floristique et Peuplements, Thèse nouveau doctorat, Sciences de la vie, algologie, Université de Paris 06, France, 249 p.

Garba, M. (1984). Contribution à l'étude de la flore et de la végétation des milieux aquatiques et des sols hydromorphes de l'ouest de la république du Niger, de la longitude de Dogondoutchi au Fleuve Niger. Thèse de 3^{ème} cycle, Université de Bordeaux III-Université de Niamey, 282 p.

Gauthier-Lièvre, L. (1964). Oedogoniacées africaines. *Nova Hedwigia*, **7** : 151-481, 545-558.

Geitler, L. (1932). Cyanophyceae. In *Rabenhorst' Kryptogamen-Flora*, Aka-demische Verlags-Gesellschaft, Leipzig. **14** : 1-1196.

Gerrath, J.F. et Denny, P. (1979). Freshwater Algae of Sierra Leone I. Euglenophyta. *Nova Hedwigia*, **31** (1-2) : 525-565.

Gerrath, J.F. et Denny, P. (1980a). Freshwater Algae of Sierra Leone II : Chlorophyta, exclusive of Desmidiales. *Nova Hedwigia*, **33** : 445-463.

- Gerrath, J.F. et Denny, P. (1980b).** Freshwater Algae of Sierra Leone III: Cyanophyta, Chrysophyta, Xanthophyta, Chloromonadophyta, Cryptophyta, Dinophyta. *Nova Hedwigia*, **33** : 933-947.
- Gerrath, J.F. et Denny, P. (1988).** Freshwater Algae of Sierra Leone V. Desmids from the Lake Sonfon region. *Nova Hedwigia*, **47** (1-2) : 39-58.
- Gerrath, J.F. et Denny, P. (1989).** Freshwater Algae of Sierra Leone VI. Desmids (*Gonatozygon* to *Pleurotaenium*) from the Southern Province. *Nova Hedwigia*, **48** (1-2) : 167-186.
- Gerrath, J.F. et John, D.M. (1988).** The desmids of Ghana, West Africa. 1. *Nova Hedwigia*, **46** : 187-230.
- Gerrath, J.F. et John, D.M. (1991).** The desmids of Ghana, West Africa. 11. *Cosmarium*, *Staurastrum* and other genera. *Nova Hedwigia*, **52** : 375-410.
- Gounot, A.M. (1986).** Psychrophilic and psychrotrophic microorganisms. *Experientia*, **42** : 1192-1197.
- Greigert, J. (1966).** Description des formations crétacées et tertiaires du bassin des Iullemmeden (Afrique occidentale). Direction des Mines et de la Géologie de la Rép. du Niger, (2^{ème} Éd. du BRGM), 236 p.
- Henriette, S. (2006).** Sida : quelques études très encourageantes. <http://www.rfi.fr/fichiers/MFI/Sante/1874.asp>.
- Huber-Pestalozzi, G. (1961).** Das Phytoplankton des Süßwassers. Systematik und Biologie. 5. Teil. Chlorophyceae (Grünalgen). Ordnung : Volvocales. Unveränd. Nachdruck 1974. In : A. Thienemann, (Ed.), Die Binnengewässer-E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhdlg. (Nägele and Obermiller), Stuttgart, 774 p.
- Hustedt, F. (1927).** Die Diatomeen der interstadialen Seekreide. In : Die Geschichte der Lunzer Seen, Moore un Wälder (H. Gams, ed.), *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie*, **18** : 317-320.
- IIMSAM. (2009).** Annual report, 40 p.
- Iltis, A. (1969).** Phytoplankton des eaux natronées du Kanem (Tchad) I : Les lacs permanents à spirulines. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol.*, **3** (2) : 29-44.
- Iltis, A. (1970a).** Phytoplankton des eaux natronées du Kanem (Tchad) III : Variations annuelles du plancton d'une mare temporaire. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol.*, **4** (2) : 53-59.
- Iltis, A. (1970b).** Phytoplankton des eaux natronées du Kanem (Tchad) IV : Note sur les espèces du genre *Oscillatoria*, sous-genre *Spirulina* (Cyanophyta). *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol.*, **5** (3/4) : 129-134.
- Iltis, A. (1971).** Phytoplankton des eaux natronées du Kanem (Tchad) V : Les lacs Mésohalins. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol.*, **5** (1) : 73-84.
- Iltis, A. (1972).** Algues des eaux natronées du Kanem (Tchad) 1^{ère} partie. *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **6** (3-4) : 173-346.

- Iltis, A. (1973).** Algues des eaux natronées du Kanem (Tchad) 2^{ème} partie. *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **7** (1) : 25-54.
- Iltis, A. (1975).** Phytoplancton des eaux natronées du Kanem (Tchad) X : Conclusion. *Cah. O.R.S.T.O.M., Sér. Hydrobiol.*, **9** (1) : 13-17.
- Iltis, A. (1980).** Les algues. *In* : Durand J.R. et Levêque C. (Éditeurs), Flore et Faune aquatiques de l'Afrique sahélo-soudanienne. Tome 1. Éd. O.R.S.T.O.M., Collection Initiations-Documents Techniques n° 44, Paris, pp. 9-61.
- Iltis, A. (1981).** Écologie de *Spirulina platensis* dans les milieux natronés d'Afrique sahélienne. Estratto da Atti del Convegno «Prospective della coltura di *Spirulina* in Italie». Novembre 1980. Tipografia Coppini Firenze, pp. 41-48.
- Iltis, A. (1982a).** Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. I : Stations de prélèvement, méthodologie, remarques sur la composition qualitative et biovolumes. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** (3) : 231-239.
- Iltis, A. (1982b).** Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. II : Variations saisonnières des biovolumes, de la composition et de la diversité spécifique. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** (3) : 241-251.
- Iltis, A. (1982c).** Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. III : Étude du périphyton. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** (4) : 303-212.
- Iltis, A. (1983).** Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. IV : Remarques générales. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **16** (3) : 235-240.
- Iltis, A. et Compère, P. (1974).** Algues de la région du lac Tchad I : Caractéristiques générales du milieu. *Cah. O.R.S.T.O.M. Sér. Hydrobiol.*, **8** (3-4) : 141-164.
- Iltis, A. et Couté, A. (1984).** Péridiniales (Algae, Pyrrhophyta) de Bolivie. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **17** (4) : 279-286.
- Iltis, A. et Lévêque, C. (1982).** Caractéristiques physico-chimiques des rivières de Côte d'Ivoire. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** : 115-130.
- Islam, A.K.M.N. (1970).** Contribution to the knowledge of desmids of East Pakistan. Part I. *Nova Hedwigia*, **20** : 903-983.
- Islam, A.K.M.N. (1975).** Limnological studies on the river Burigango. III. Biological aspect. *J. Asiat. Soc. Bangl.*, **1** : 45-65.
- Islam, A.K.M.N. (2004a).** Desmids from some selected areas of Bangladesh 1. Genus *Micrasterias* Agardh. *Bangl. J. Pl. Taxon.*, **11** (2) : 1-14.
- Islam, A.K.M.N. (2004b).** Desmids from some selected areas of Bangladesh 2. Genus *Staurastrum* Meyen. Bangladesh. *Bangl. J. Pl. Taxon.*, **11** (2) : 15-28.
- Islam, A.K.M.N. (2006).** Desmids from some selected areas of Bangladesh. 3. Genus *Staurastrum* Meyen (2). *Bangl. J. Pl. Taxon.*, **13** (1) : 41-47.
- Jai Prakash, K. (2008).** The genus *Bulbochaete* C.A. Agardh (Chlorophyta Oedogoniales) in West Bengal, India. *Bibliotheca Phycologica*, **114** : 1-103.

- Jean-Marc, F. et Patrick, L. (2001).** Toxines d'algues dans l'alimentation. Éditions Quae, 553 p.
- John, D.M., Whitton, B. A. et Brook, A.J. (2003).** The Freshwater Algal Flora of the British Isles, An Identification Guide to Freshwater and Terrestrial Algae. Cambridge University Press, Cambridge, 896 p.
- Kadiri, M.O. (1987).** Algae and primary productivity studies of Ikpoba reservoir. Unpublished Ph.D. thesis, University of Benin, 298 p.
- Kadiri, M.O. et Omozusi, H.I. (2002).** A pre-pollution study of the phytoplankton of an oligotrophic river in southern Nigeria. *African Journal of Environmental Pollution and Health*, **1** (1) : 19-27.
- Kadiri, M.O. et Opute, F.I. (1989).** A rich flora of *Micrasterias* from the Ikpoba reservoir, Nigeria. *Arch. Hydrobiol.*, **116** (3) : 391-399.
- Komárek, J. et Anagnostidis, K. (1989).** Modern approach to the classification system of cyanophytes. 4-Nostocales. *Arch. Hydrobiol. Suppl.* 82, 3/*Algol. studies*, **56** : 247-345.
- Komárek, J. et Fott, B. (1985).** Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung Chlorococcales. *Nordic Journal of Botany*, **5** (1) : 111.
- Komárek, J. et Anagnostidis, K. (2001).** Cyanoprokaryota. Oscillatoriales. *Susswasserflora von Mitteleuropa* **19** (2) : 1-750.
- Komárek, J. et Fott, B. (1983).** Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung : Chlorococcales. Die Binnengewässer, Stuttgart, **16** (7) : 1-1044.
- Komárek, J. et Fott, B. (1985).** Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung Chlorococcales. *Nordic Journal of Botany*, **5** (1) : 1-111.
- Komárek, J. et Anagnostidis, K. (1998).** Cyanoprokaryota 1. Teil Chroococcales. In Ettl, H.; Gartner, G.; Heynig, H.; Mollenhauer, D. (dir.) *Süsswasserflora von Mitteleuropa*. Gustav Fischer Verlag, Jena. **19** (1) : 1-548.
- Komárek, J. et Zapomělová, E. (2007).** Planktic morphospecies of the cyanobacterial genus *Anabaena* = subg. *Dolichospermum* - 1. Part : coiled types. *Fottea, Olomouc*, **7** (1) : 1-31.
- Lemoalle, J. (1978).** Relations Silice-Diatomées dans le lac Tchad. *Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol.*, **7** (2) : 137-141.
- Lemoalle J. (1981).** Photosynthetic production and phytoplankton in the euphotic zone of some African and temperate lakes. *Rev. Hydrobiol. trop.*, **11** : 31-37.
- Lenzenweger, R. (1997a).** Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 1. *Bibliotheca Phycologica*, **101** : 1-162.
- Lenzenweger, R. (1997b).** Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 2. *Bibliotheca Phycologica*, **102** : 1-216.
- Lenzenweger, R. (1999).** Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 3. *Bibliotheca Phycologica*, J. Cramer, **103** : 1-218.

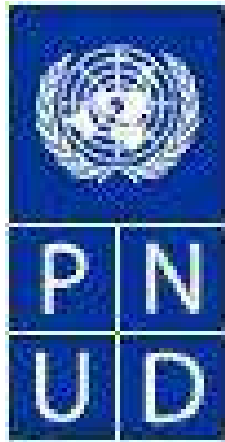
- Lenzenweger, R. (2003).** Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 4. *Bibliotheca Phycologica*, **111** : 1-87.
- Levallois, P. et Phaneuf, D. (1994).** La contamination de l'eau potable par les nitrates : analyse des risques à la santé. *Revue canadienne de santé publique*, **85** (3) : 192-196.
- Lévêque, C. (2006).** Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme. IRD 2^{ème} Édition, Paris, 564 p.
- Lewin, R.A. (1962).** Physiology and biochemistry of Algae. Michigan Academic Press, numérisé en 2007, 929 p.
- Loïc, C. (2004).** Spiruline : La bonne algue verte. *L'Express*, p. 4.
- Ludes, B. et Coste, M. (1996).** Diatomées et médecine légale : Applications de la recherche des Diatomées au diagnostic de la submersion vitale. Éditions Tec. et Doc. Lavoisier, Paris Éditions Médicales Internationales, Cachan, 258 p.
- Madison, R.J. et Brunett, J.D. (1985).** Overview of the occurrences of nitrate in groundwater of the United States. US Geological Survey. *Water Supply Paper*, **2275** : 93-105.
- Mao, T.K., Van de Water, J. et Gershwin, M.E. (2005).** Effects of a *Spirulina*-Based Dietary Supplement on Cytokine Production from Allergic Rhinitis Patients. *Journal of Medicinal Food*, **8** (1) : 27-30.
- María, D.P.C., Augusto, C., Julio, G.D.R. et Joan, P.S. (2002).** Planktonic Chlorophyceae from the lower Ebro River (Spain). *Acta Bot. Croat.*, **61** (2) : 99-124.
- MSP/LCE. (2004a).** Arrêté fixant les normes de potabilité de l'eau de boisson au Niger. N°141/MSP/LCE/DGSP/DS/DH, 5 p.
- MSP/LCE. (2004b).** Arrêté fixant les normes de rejet des déchets dans le milieu naturel au Niger. N°140/MSP/LCE/DGSP/DS/DH, 6 p.
- Mohr, H. et Schopfer, P. (1995).** Plant Physiology. Springer Verlag, Berlin, 629 p.
- Neustupa, J. et Škaloud, P. (2007).** Geometric morphometrics and qualitative patterns in the morphological variation of five species of *Micrasterias* (Zygnemophyceae, Viridiplantae). *Preslia*, **79** : 401-417.
- Nouhri, K., Loudiki, M., Le Cohu, R. et Zaki, N. (1999).** Effet des enrichissements en nutriments sur le phytoplancton isolé à l'aide d'enceintes expérimentales placées *in situ* dans deux lacs réservoirs de la région de Marrakech (Maroc). *Ann. de Limnol.*, **35** (1) : 3-12.
- Nwankwo, D.I. et Onyema, I.C. (2003).** A Checklist of Planktonic Algae of Lagos Coast. *Journal Sci. Res. Dev.*, **9** : 75-82.
- Oliveira, I.B., Moura, C.W.N. et Bicudo, C.E.M. (2009).** *Micrasterias* C. Agardh ex Ralfs (Zygnematophyceae) of two Environment Protection Areas of the northern littoral lowland of Bahia, Brazil. *Brazil. Rev. Bras. Bot.*, **32** (2) : 213-232.
- Opute, F.I. (1992).** Contribution to the knowledge of algae of Nigeria. I. Desmids from the Warri/Forcados Estuaries. Part II. The genera *Euastrum* and *Micrasterias*. *Algol. Stud.*, **65** : 73-92.

- Opute, F.I. (2000).** Contribution to the knowledge of algae of Nigeria. I. Desmids from the Warri/Forcados Estuaries. Part II. The elongate baculiform desmids. *J. Limnol.*, **59** (2) : 131-155.
- Oswald, W.J., Golueke, C.G. et Wayne, W.U. (1960).** Biological transformation of solar energy. Advances in applied microbiology. *Academic Press*, **2** : 223-262.
- Ouattara, A., Podoor, N., Teugels, G. et Gouréne, G. (2000).** Les Micro-algues de deux cours d'eau (Bia et Agnébi) de Côte d'Ivoire. *Syst. Geogr. Pl.*, **70** (2) : 315-372.
- Peirce, J.J., Weiner, R.F. et Vesilind, P.A. (1998).** Environmental pollution and control. Butterworth-Heinemann, 392 p.
- Peter, H.R., Ray, F.E., Susan, E.E. et Jules, B. (2003).** Biologie végétale. De Boeck Université, 968 p.
- Pierre, M. (1980).** Atlas du Niger : Sol. Les atlas Jeune Afrique, pp. 18-19.
- Pourriot, R., Iltis, A. et Levêque-Duwat, S. (1967).** Le plancton des mares natronées du Tchad. *Internationale Revue der Gesamten Hydrobiologie*, **52** (4) : 443-535.
- Prescott, G.W. (1948).** Objectionable algae with reference to the killing of fish and other animals. *Hydrobiologia*, **1** (1) : 1-13.
- Prescott, G.W. (1960).** Biological disturbances resulting from algal populations in standing waters. The Ecology of Algae, Pymatuning Laboratory of Field Biology, Univ. of Pittsburgh, pp. 22-37.
- Prescott, G.W. (1961).** Algae of the western Great Lakes area with an illustrated key to the genera of desmids and freshwater diatoms, Cranbrook Institute of Science, 1951, numérisé le 11 avril 2006, University of Michigan, 946 p.
- Prescott, G.W. et Brown Co., W.C. (1970).** How to know the freshwater algae. University of Minnesota, 348 p.
- Prescott, L.M., Harley, J.P. et Klein, D.A. (2003).** Microbiologie. De Boeck Supérieur, (2^{ème} Édition), pp. 1-1164.
- Pulz, O. et Gross, W. (2004).** Valuable products from biotechnology of microalgae. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, **65** : 635-648.
- Rodier, J. (1984).** L'Analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, chimie, physico-chimie, bactériologie, biologie. Éd. Dunod, Paris, 1365 p.
- Saadou, M. (1990).** La végétation des milieux drainés nigériens à l'est du Fleuve Niger. Thèse de 3^{ème} cycle. Université de Niamey, 539 p.
- Saadou, M. (2004).** Fiche descriptive sur les zones humides (Zone humide du moyen Niger II) Ramsar (FDR), 14 p.
- Santé Canada (1992).** Le nitrate et le nitrite. Recommandations pour la qualité de l'eau potable au Canada - Documentation à l'appui, Accessible à : www.hc-sc.gc.ca/ehp/dhm/catalogue/dpc_pubs/rqepdoc_appui/nitrate.pdf, Consulté en: Mai 2002.

- Sawerysyn, J.-P. (2010).** Les biocarburants : Controverses, limitation et perspectives. Changement climatique, qualité de l'air et santé, APPA NPC, Université Lille 1, pp. 7-8.
- Smet, H. (2002).** Le droit à l'eau. Conseil Européen du Droit de l'Environnement, 111 p.
- Sournia, A. (1986).** Atlas du phytoplancton marin. Vol. I : Introduction : Cyanophycées, Dictyochophycées, Dynophycées et Raphidophycées, Éditions du C.N.R.S., Paris, 219 p.
- Sournia, A. (1968).** Diatomées planctoniques du canal de Mozambique et de l'Île Maurice, Éditions de l'O.R.S.T.O.M., Paris, 120 p.
- Taft, C.E. (1945).** The Desmids of the West End of Lake Erie. *The Ohio Journal of Science*, **45** (5) : 180-205.
- Tell, G. et Conforti, V. (1987).** Euglenophyta pigmentadas de la Argentina (Pigmented Euglenophytes of Argentina). *Bibliotheca Phycologica*, **76** : 1-182.
- Tell, G., Irina, I. et O'Farrell, I. (1994).** Ecological and taxonomical remarks on the flora of the Lower Uruguay river basin (Argentina). *Bibliotheca Phycologica*, **96** : 1-141.
- ter Braak, C. J.F. (1987).** The analysis of vegetation-environment relationships by canonical correspondence analysis. *Vegetatio*, **69** : 69-77
- ter Braak, C.J.F. (1987-1992).** Canoco - A Fortran program for Canonical Community Ordination. Microcomputer Power, Ithaca, New York.
- ter Braak, C.J.F. (1998).** Canoco reference manual and user's guide to Canoco for Windows: Software for canonical community ordination, Version 4.0. Micro-computer Power, Ithaca, New York.
- Thomazeau, S. (2006).** Diversité phylogénétique et toxinique de cyanobactéries du Sénégal et du Burkina Faso. Mémoire de Master 2 de l'Université Pierre et Marie Curie-Paris 6, 44 p.
- Thérézien, Y. (1989).** Algues d'eau douce de la partie Amazonienne de la Bolivie 1. Cyanophycées, Euglenophycées, Chrysophycées, Xanthophycées, Dinophycées. 2. Chlorophytes : Troisième Contribution. *Bibliotheca Phycologica*, **82** : 1-75.
- Thérézien, Y. (1991).** Les Algues d'eau douce des mares de « la Siberia » en Bolivie. *Bibliotheca Phycologica*, **88** : 1-129.
- Tikkanen, T. et Willén, T. (1992).** Växtplanktonflora Naturvårdsverket Forlag. Stockholm, 280 p.
- Tuğba, O.S., Kemal, Ç. et Arif, G. (2011).** Twenty New Records for Turkish Freshwater Algal Flora from Çaygören and İkizcetepeler Reservoirs (Balıkesir, Turkey). *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, **11** : 399-406.
- Tyler, P.A. (1970).** Endemism in freshwater algae with special reference to the Australian region. *Hydrobiologia*, **336** (1-3) : 127-135.
- Uherkovich, G. (1966).** Die *Scenedesmus*-Arten Ungarns. Akademiai Kiado. Budapest, 173 p.
- Utermöhl, H. (1958).** Zur vervollkommnung der quantitative phytoplanktonmethodik. *Mitt. Int. Ver. Limnol.*, **9** : 1-38.

- Usha Devi, K. et Panikkar, M.V.N. (1994).** Species of the Genus *Spirogyra* from Kerala (India) (Chlorophyceae : Zygnemataceae). *Bibliotheca Phycologica*, **97**, 124 p.
- Vivienne, C. et Cooper, R.C. (1989).** Algae of New Zealand thermal areas : A Taxonomic guide to thermally associated algae (excluding diatoms) in New Zealand. *Bibliotheca Phycologica*, **78** : 1-261.
- Vivier, C. et Manguin, E. (1943).** Les algues d'eau douce et leur intérêt en pisciculture. *Bull. Fr. Piscic.*, **129** : 137-155.
- West, W. et West, G.S. (1904).** A monograph of The British Desmidiaceae I. The Ray Society, London, 414 p.
- West, W. et West, G.S. (1905).** A monograph of The British Desmidiaceae II. The Ray Society, London, 384 p.
- West, W. et West, G.S. (1908).** A monograph of The British Desmidiaceae III. The Ray Society, London, 430 p.
- West, W. et West, G.S. (1912).** A monograph of The British Desmidiaceae IV. The Ray Society, London, 364 p.
- West, W. et West, G.S. (1923).** A monograph of The British Desmidiaceae V. The Ray Society, London, 498 p.
- Yasmin, F., Buragohain, B.B. et Medhi, K.K. (2011).** Planktonic Desmids Flora of South of the Eastern Himalaya : A Systematic Approach on Algae-I. *International Journal of Botany*, **7** (2) : 154-161
- Zongo, F. (1994).** Contribution à l'étude du phytoplancton d'eau douce du Burkina Faso : cas du barrage N° 3 de la ville de Ouagadougou. Thèse de Doctorat de 3^{ème} cycle de l'Université de Ouagadougou, Burkina Faso, 161 p.
- Zongo, F. (2007).** Inventaire et systématique des micro-algues dulçaquicoles du réservoir de Bagré au Burkina Faso (Province du Boulgou). Thèse d'État, Université de Ouagadougou, 214 p.
- Zongo, F. et Guinko, S. (1999).** Quelques algues du réservoir hydroélectrique et hydroagricole de Bagré (Province du Boulgou/Burkina Faso). *Bull. Jard. Bot. Nat. Belg.*, **67** (1/4) : 231-257.

UNIVERSITE DE MARADI



Résumé

Dans les régions désertiques et sahéliennes comme le Niger, les milieux humides constituent des écosystèmes de grande importance économique et environnementale. Ils procurent de nombreux avantages aux populations riveraines, leur offrent la possibilité de pratiquer la culture irriguée, la pêche, de s'approvisionner en eau et d'abreuver le bétail. Ils hébergent également une part très importante de la biodiversité. Cette frange importante de la diversité biologique, constituée essentiellement par l'immense population des algues d'eau douce demeure cependant assez mal connue. Pourtant leur présence est essentielle au maintien des écosystèmes aquatiques et des réseaux trophiques qu'ils abritent.

Le présent travail vise à améliorer les connaissances de la flore algale du Niger et des conditions environnementales qui caractérisent leurs milieux respectifs. Pour cela, les algues et les facteurs physico-chimiques ont été étudiés dans les eaux douces et saumâtres du Sud-Ouest du Niger, entre 11°45' et 15° de latitude Nord, 0°45' et 4° de longitude Est. Quatre séries temporelles d'échantillonnages réparties selon les deux principales saisons caractérisant la région, ont été conduites sur 10 stations, comprenant le fleuve Niger, des mares du fleuve et des milieux connexes du fleuve (mares du Dallol Bosso). Les paramètres biologiques et physico-chimiques ont été déterminés dans chaque station et à chaque campagne d'échantillonnage.

Au total, 507 taxa d'algues ont été décrits et iconographiés dont 478 se sont révélés être de nouvelles espèces pour le Niger. Les Chlorophyta, notamment les Desmidiaceae, sont les mieux représentées avec les genres *Cosmarium* Corda (59 espèces), *Closterium* Nitzsch (33 espèces) et *Micrasterias* Agardh (25 espèces) qui présentent la plus forte richesse spécifique.

L'analyse des données environnementales montre tout d'abord une alternance régulière marquée de la turbidité entre les stations du fleuve Niger et celles des mares du Dallol Bosso. Par ailleurs, nous n'avons pu mettre en évidence aucune distribution particulière des taxa algaux en fonction des stations ou de leur propriétés physico-chimiques. En revanche, une succession saisonnière des taxa avec l'évolution temporelle de ces paramètres a été identifiée. Ainsi, *Bulbochaete* Agardh et *Oedogonium* Link ont été observés dans la zone humide du fleuve pendant la crue hivernale, alors que *Trachelomonas* Ehrenberg et *Strombomonas* Deflandre ont été observés en période de crue dans les mares du Dallol Bosso.

Enfin, l'analyse qualitative des plans d'eau conformément aux normes nationales et internationales montre une assez bonne qualité des milieux humides prospectés ici, comme le démontre l'abondance de Desmidiaceae comme *Micrasterias*.

Mots clés : algues, taxonomie, qualité de l'eau, fleuve Niger, Dallol Bosso, Niger

Abstract

In arid and Sahelian regions like Niger, wetlands are ecosystems of great economic and environmental value. They greatly benefit to local populations by providing irrigated agriculture and fishing opportunities, by supplying drinking water and by allowing livestock to water. They also shelter a very important part of biodiversity, a massive fringe of which is made of freshwater algae. The latter ones remain largely unknown. Yet, their presence is essential to aquatic ecosystems and trophic networks maintaining.

This study aims at improving of our knowledge about algal flora of Niger, as well as at documenting their respective environmental living conditions. To do so, algae and physico-chemical factors have been investigated in the fresh and briny waters in South-Western Niger, between 11°45' and 15° North latitude, 0°45' and 4° East longitude. Four diachronic series of sampling campaigns were conducted according to the dry and rainy seasons in 10 different stations that include the Niger River itself and associated network such as pools of the river and the Dallol Bosso. Biotic and abiotic parameters were determined in each station at each sampling date.

Doing so, we were able to identify and to provide drawings for 507 taxa of algae, 478 of which had never been described in Niger. Chlorophyta, especially Desmidiaceae, form the most represented group with *Cosmarium* Corda (59 species), *Closterium* Nitzsch (33 species) and *Micrasterias* Agardh (25 species) being the most diversified from a species richness perspective.

A comparison between seasons clearly showed regular alternation of turbidity between the stations from the Niger River and from the Dallol Bosso. No particular distribution of algae taxa in regards to stations could be retrieved. However, a clear seasonal succession of taxa was observed and followed the evolution of physico-chemical parameters. For instance, *Oedogonium* Link and *Bulbochaete* Agardh were found in the humid zone of the River during the flood of rainy season while *Trachelomonas* Ehrenberg and *Strombomonas* Deflandre were observed during the rising period in Dallol Bosso ponds.

Finally, qualitative analysis of waters according to national and international standards shows a relatively good quality of the water bodies. This was further reinforced by an abundant presence of Desmidiaceae such as *Micrasterias*.

Key words : algae, taxonomy, water quality, Niger river, Dallol Bosso, Niger

RÉPUBLIQUE DU NIGER

Fraternité-Travail-Progress

N°.....

UNIVERSITÉ ABDOU MOUMOUNI

Faculté des Sciences et Techniques

Département de Biologie



THÈSE UNIQUE DE DOCTORAT DE L'UNIVERSITÉ ABDOU MOUMOUNI

Présentée par
Monsieur **Djima Idrissou Tahirou**

Pour obtenir le grade de
DOCTEUR DE L'UNIVERSITÉ ABDOU MOUMOUNI

DOMAINE
Taxonomie, Morphologie et Biologie Végétales

SPÉCIALITÉ
Phycologie

SUJET DE LA THÈSE
**LES ALGUES DU FLEUVE NIGER ET DES MILIEUX HUMIDES
CONNEXES DE L'OUEST DU NIGER**
(Annexe)

Thèse présentée et soutenue à Niamey le 28 Février 2013 devant le jury
composé de :

Monsieur **AKÉ Assi Laurent**, Professeur, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Président

Monsieur **SAADOU Mahamane**, Professeur, Université Abdou Moumouni, Niamey, Directeur de thèse

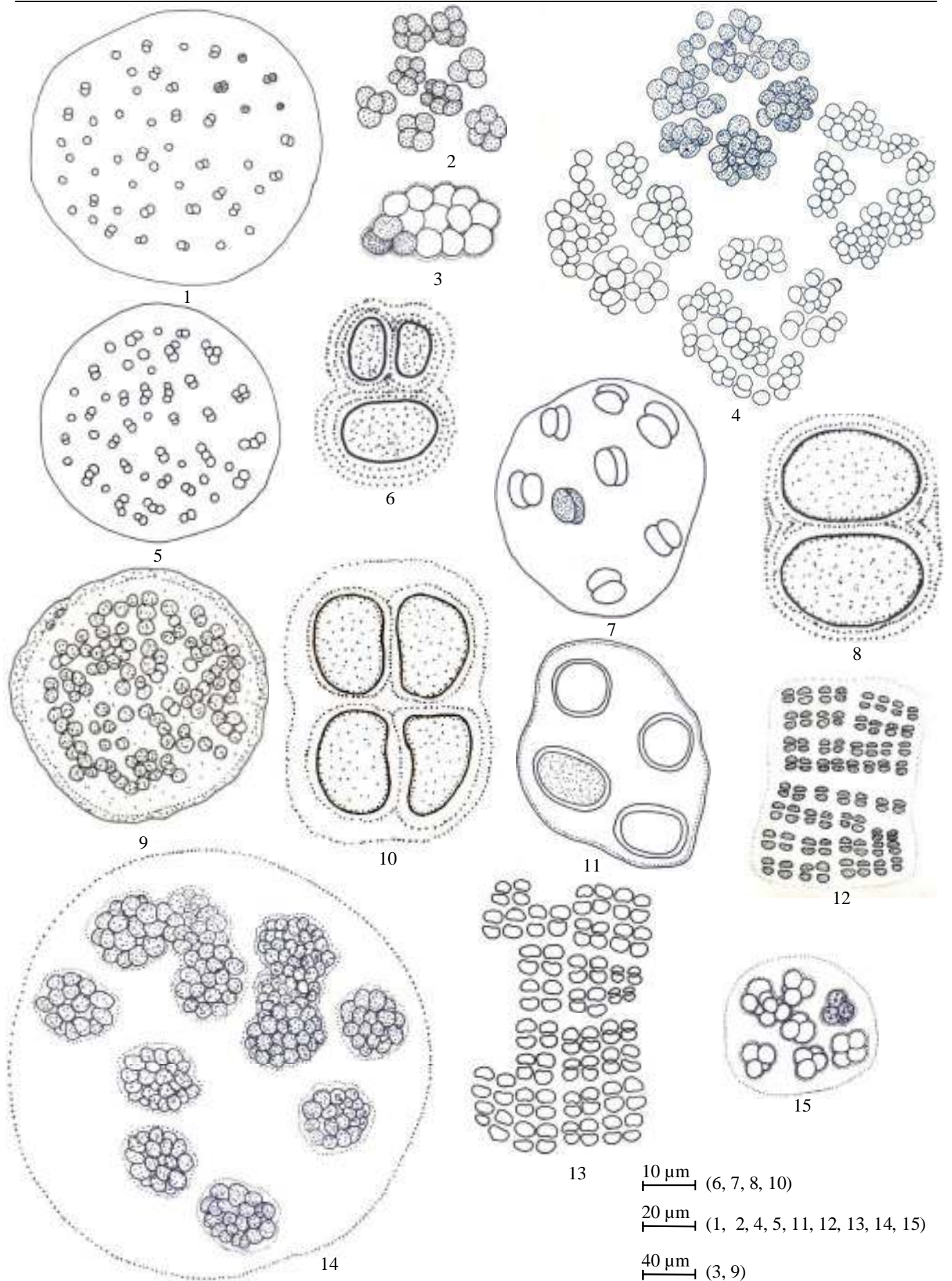
Monsieur **COUTÉ Alain**, Professeur, Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, Rapporteur

Monsieur **DA Kouhété Philippe**, Maître de conférences, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Rapporteur

Monsieur **MAHAMANE Ali**, Professeur, Université Abdou Moumouni, Niamey, Examinateur

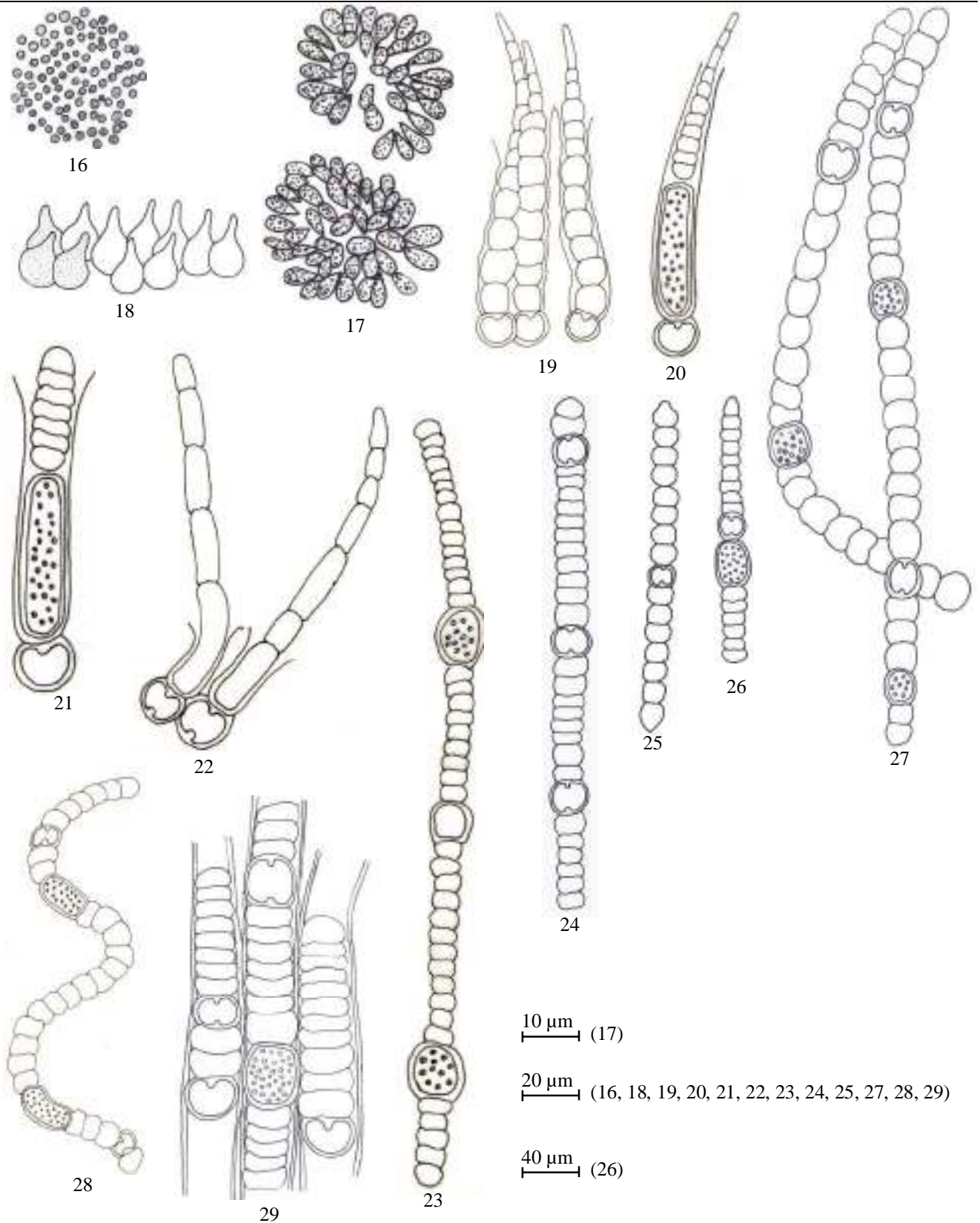
Laboratoire de Biologie Végétale GARBA Mounkaïla
Faculté des Sciences/Université ABDOU Moumouni/ Niamey/NIGER
BP 10 662 Niamey-Niger
Tél : +227 96 53 16 33 / +227 94 85 56 38

Cyanophyta



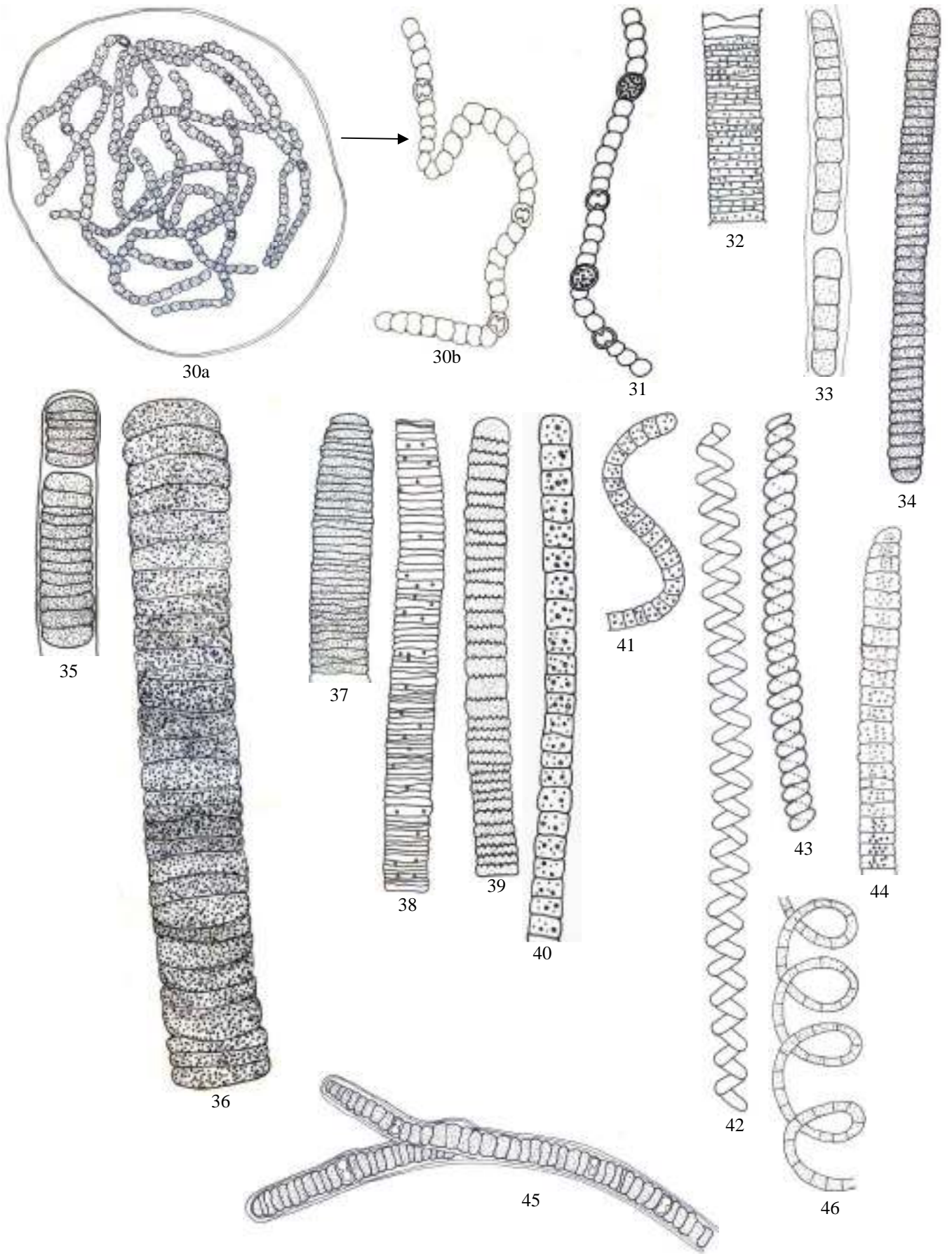
1. *Aphanocapsa elachista* var. *conferta* W. et G.S. West ; 2. *Aph. litoralis* Hansgirg ; 3. *Aph. sesciacensis* Frémy ; 4. *Chroococcus dispersus* (Keissler) Lemmermann var. *dispersus* ; 5. *Chr. dispersus* var. *minor* G.M. Smith ; 6. *Chr. giganteus* W. West ; 7. *Chr. limneticus* var. *elegans* G.M. Smith ; 8. *Chr. turgidus* (Kützing) Nägeli ; 9. *Coelosphaerium kuetzingianum* Nägeli ; 10. *Gloeothece rupestris* (Lyngbye) Bornet ; 11. *Gloeo. samoensis* Wille ; 12. *Merismopedia glauca* (Ehrenberg) Nägeli ; 13. *Meris. punctata* Meyen ; 14. *Microcystis aeruginosa* Kützing var. *aeruginosa* ; 15. *Microcystis aeruginosa* var. *major* G.M. Smith

Cyanophyta



16. *Microcystis reinboldii* (Richter) Forti ; 17. *Woronichinia compacta* (Lemmermann) Komárek et Hindák ; 18. *Cyanocystis olivacea* (Reinsch) Komárek et Anagnostidis ; 19. *Calothrix braunii* Bornet ; 20. *Gloeotrichia echinulata* (J.E. Smith) Richter ; 21. *Gloeotrichia natans* Rabenhorst ex Bornet et Flahault ; 22. *Gloeotrichia* sp. ; 23. *Anabaena affinis* Lemmermann ; 24. *Anab. inaequalis* (Kützting) Bornet et Flahault ; 25. *Anab. iyengari* Bharadwaj ; 26. *Anab. solitaria* var. *solitaria* fo. *smithii* Komárek ; 27. *Anab. sphaerica* Bornet et Flahault ; 28. *Anab. spiroides* var. *crassa* Lemmermann ; 29. *Nodularia spumigena* var. *litorea* (Thuret) Bornet et Flahault

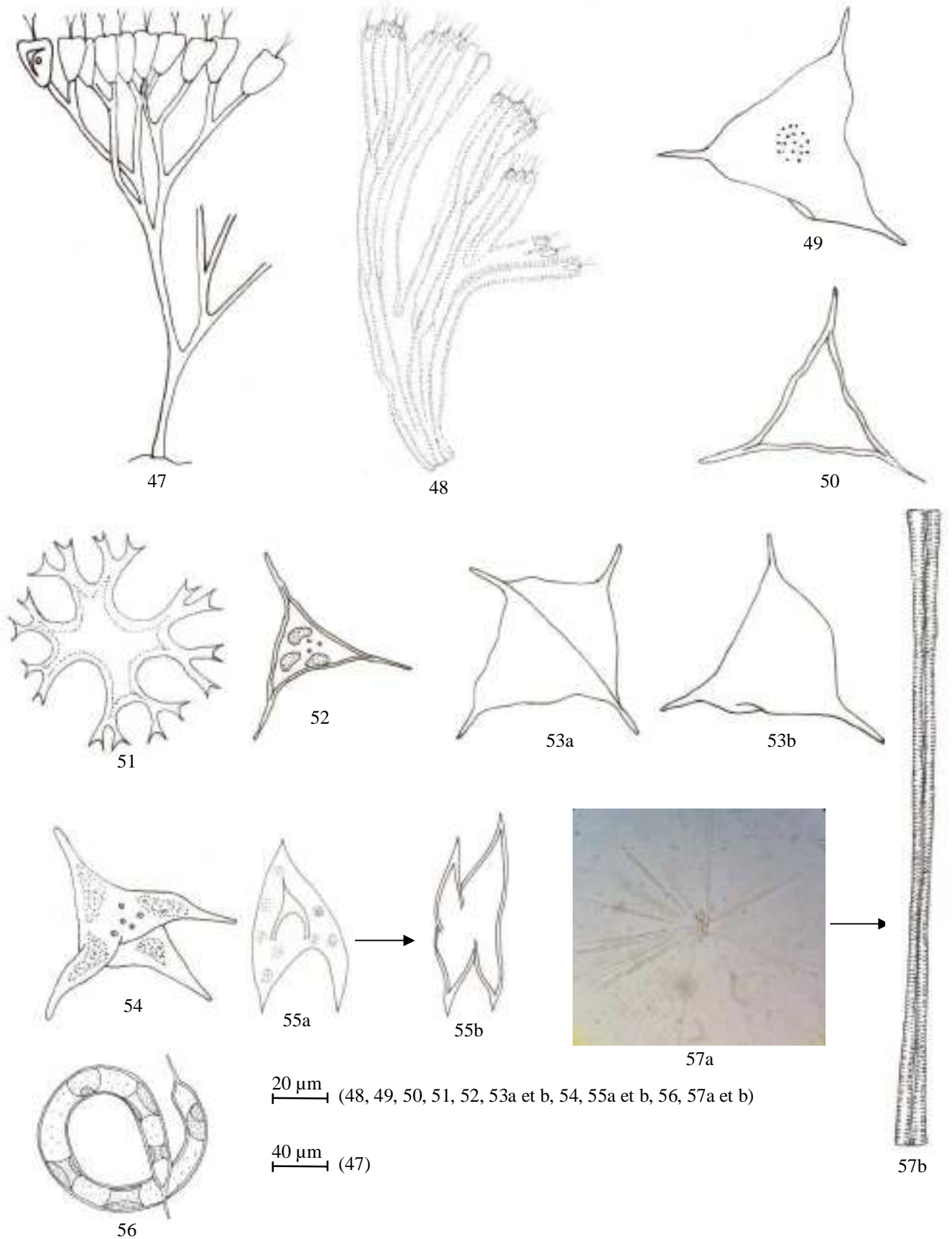
Cyanophyta



10 μm (30b) 20 μm (30a, 33, 34, 35, 36, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 46) 40 μm (31, 32, 37, 38, 45)

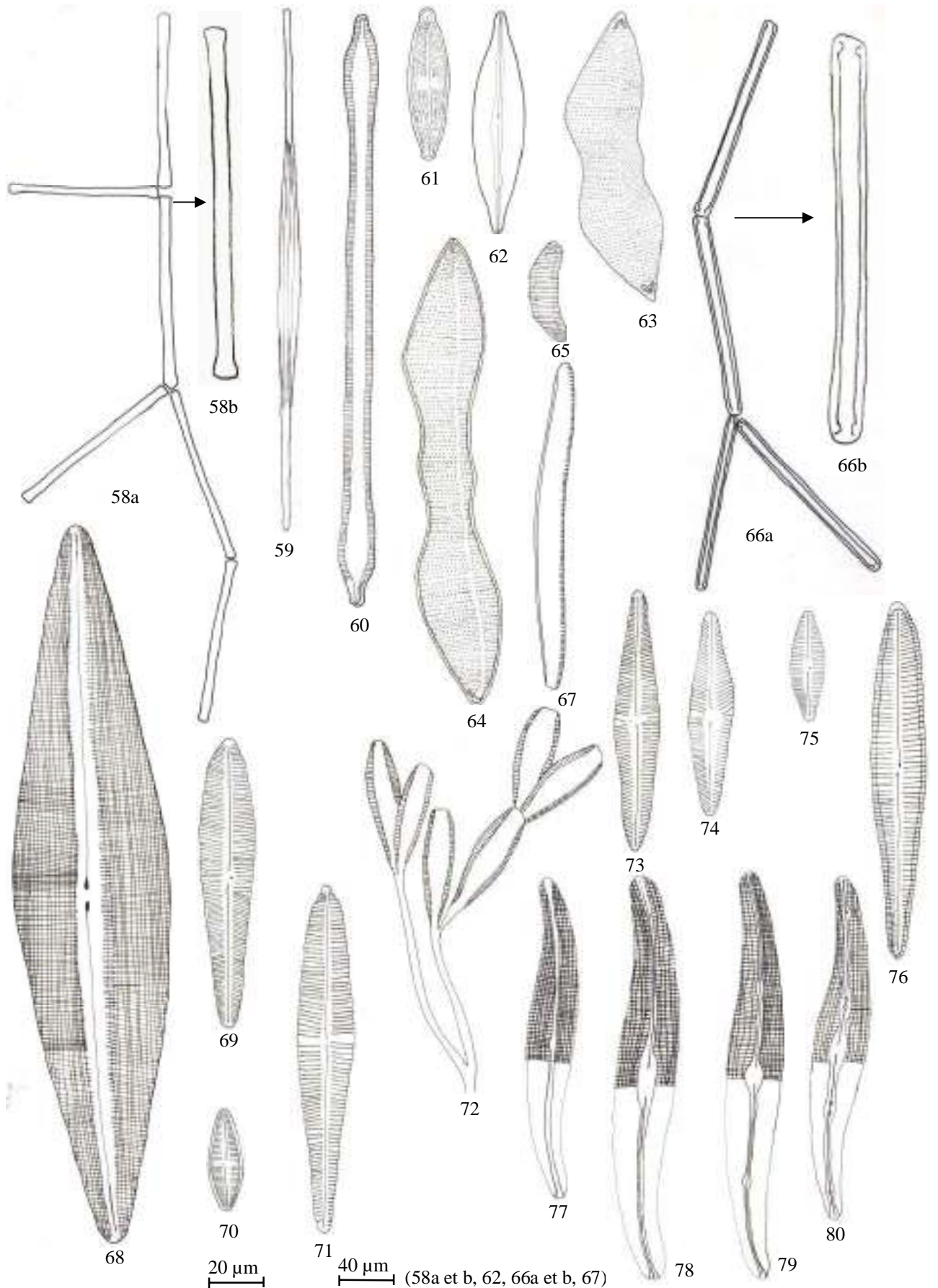
30 (a et b). *Nostoc kihlmani* Lemmermann ; 31. *Nos. piscinale* Bornet et Flahault ; 32. *Lyngbya birgei* Smith ; 33. *Lyngb. mollis* (Gomont) Compère ; 34. *Lyngb. muralis* Kützing ; 35. *Lyngb. putealis* Gomont ; 36. *Oscillatoria bornetii* (Zukal) Geitler ; 37. *Oscil. princeps* Vaucher var. *princeps* ; 38. *Oscil. princeps* var. *pseudo-limosa* Ghose ; 39. *Oscil. tenuis* C.A. Agardh var. *tenuis* ; 40. *Oscil. tenuis* var. *tergestina* (Kützing) Rabenhorst ; 41. *Spirulina nordstedtii* Gomont ; 42. *Spirul. princeps* W. et G.S. West ; 43. *Spirul. subsalsa* Oersted ex Gomont ; 44. *Planktothrix agardhii* (Gomont) Anagnostidis et Komárek ; 45. *Scytonema* sp. ; 46. *Planktolyngbya contorta* (Lemmermann) Anagnostidis et Komárek

Heterokontophyta



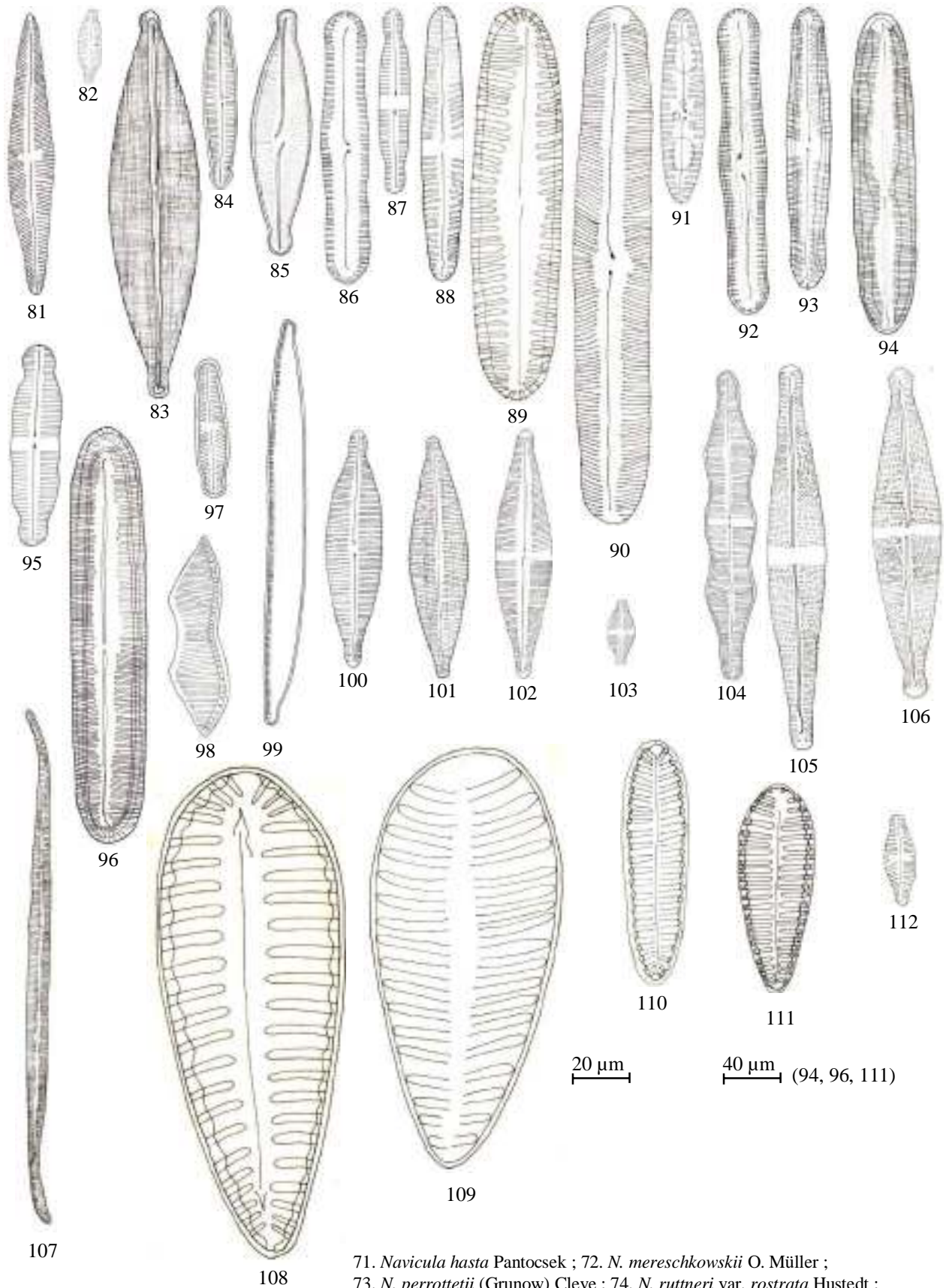
47. *Pseudodendromonas vlkii* (Vlk) Bourrelly ; 48. *Rhipidodendron huxleyi* Kent ; 49. *Goniochloris contorta* (Bourrelly) Ettl ; 50. *Goniochloris fallax* Fott ; 51. *Pseudostaurastrum lobulatum* (Pascher) Fott ; 52. *Pseudostaurastrum smithii* (Bourrelly) Fott ; 53 (a et b). *Tetraedriella spinigera* Skuja ; 54. *Tetraplektron acutum* (Pascher) Fott ; 55 (a et b). *Tetraplektron torsum* (Skuja) Dedusenko Ščegoleva ; 56. *Ophiocytium capitatum* Wolle ; 57 (a et b). *Asterionella formosa* Hassall

Heterokontophyta



58 (a et b). *Diatoma tenuis* C.A. Agardh ; 59. *Fragilaria delicatissima* var. *angustissima* Grunow ; 60. *Frag. ulna* Lange-Bertalot ; 61. *Anomoeoneis sphaerophora* (Ehrenberg) Pfitzer var. *sphaerophora* fo. *sphaerophora* ; 62. *Ano. sphaerophora* var. *sphaerophora* fo. *sculpta* (Ehrenberg) Krammer ; 63. *Eunotia didyma* Grunow ; 64. *E. formica* var. *elongata* Grunow ; 65. *E. garusica* Cholnoky ; 66 (a et b). *E. guyanensis* (Ehrenberg) De Toni ; 67. *E. pectinalis* (Dyllwyn) Rabenhorst ; 68. *Frustulia rhomboides* (Ehrenberg) De Toni ; 69. *Gomphonema africanum* G.S. West ; 70. *G. angustatum* var. *intermedium* Grunow ; 71. *G. augur* var. *terris* (Ehrenberg) Lange-Bertalot ; 72. *G. constrictum* var. *capitata* (Ehrenberg) Van Heurck ; 73. *G. gracile* Ehrenberg var. *gracile* ; 74. *G. gracile* var. *lanceolatum* (Kützing) Cleve ; 75. *G. parvulum* var. *lagenula* (Kützing) Ehrenberg ; 76. *G.* sp. ; 77. *Gyrosigma acuminatum* (Kützing) Rabenhorst ; 78. *Gyr. sciotense* (Sullivan et Wormley) Cleve ; 79. *Gyr.* sp.1 ; 80. *Gyr.* sp. 2

Heterokontophyta



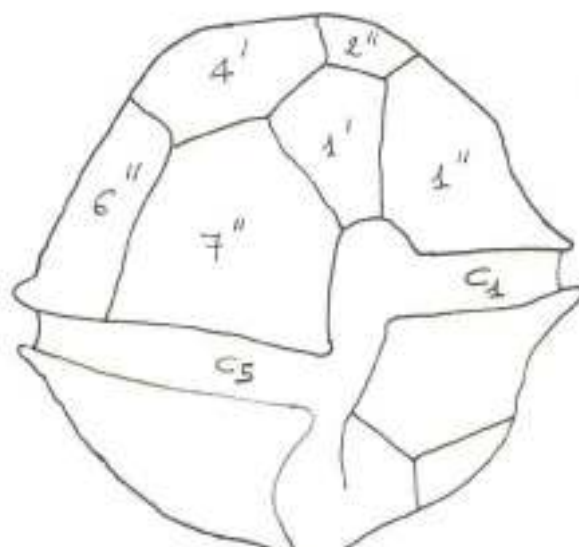
71. *Navicula hasta* Pantocsek ; 72. *N. mereschkowskii* O. Müller ;
 73. *N. perrottetii* (Grunow) Cleve ; 74. *N. rutneri* var. *rostrata* Hustedt ;
 75. *Neidium affine* (Ehrenberg) Pfitzer ; 76. *Pinnularia acrosphaeria* Brébisson ; 77. *P. biceps* var. *pusilla* Camburn et Charles ; 78. *P. gibba* var. *sancta* Grunow ; 79. *P. lata* (Brébisson) Smith ; 80. *P. maior* (Kützing) Rabenhorst ; 81. *P. microstauron* var. *brebissonii* (Kützing) Meyen ; 82. *P. nobilis* Ehrenberg ; 83. *P. nodosa* Ehrenberg ; 84. *P. tropica* Hustedt ; 85. *P. undulata* Grégory ; 86. *P. viridis* (Nitzsch) Ehrenberg ; 87. *Sellaphora pupula* var. *bacillarioides* Grunow ; 88. *Nitzschia bilobata* W. Smith ;
 89. *Nitzschia linearis* (C. Agardh) W. Smith ; 90. *Craticula ambigua* (Ehrenberg) Mann ; 91. *Craticula cuspidata* (Kützing) Mann ;
 92. *Stauroneis anceps* var. *anceps* fo. *anceps* ; 93. *Staur. anceps* var. *anceps* fo. *obtusa* Grunow ; 94. *Staur. legumen* (Ehrenberg) Kützing var. *legumen* fo. *obtusa* Grunow ; 95. *Staur. sphaeniceron* (Nitzsch) Ehrenberg var. *sphaeniceron* fo. *sphaeniceron* ;
 96. *Staur. sphaeniceron* var. *sphaeniceron* fo. *capitata* Guermo ; 97. *Stenopterobia intermedia* Van Heurck ; 98. *Surirella capronii* Brébisson ; 99. *Surirella ovata* Kützing ; 100. *Surirella robusta* Ehrenberg ; 101. *Surirella tenera* Gregory ; 102. *Placoneis elginensis* var. *neglecta* (Krasske) Patrick



113



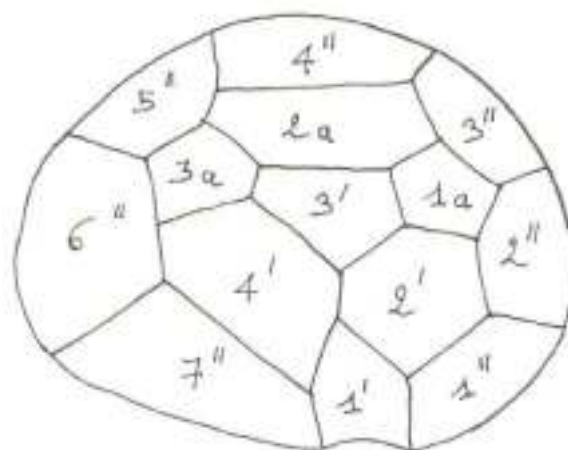
114



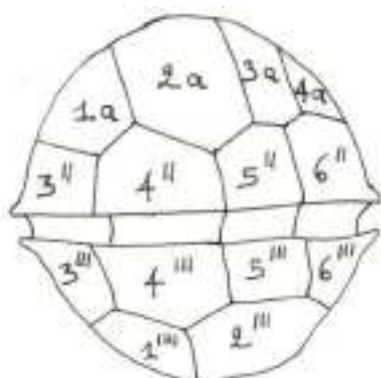
115a



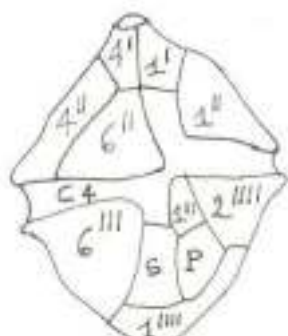
116a



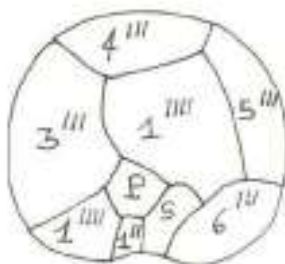
115b



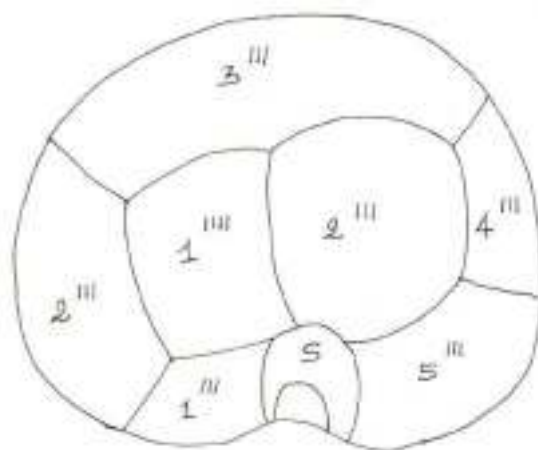
116b



117a



117b

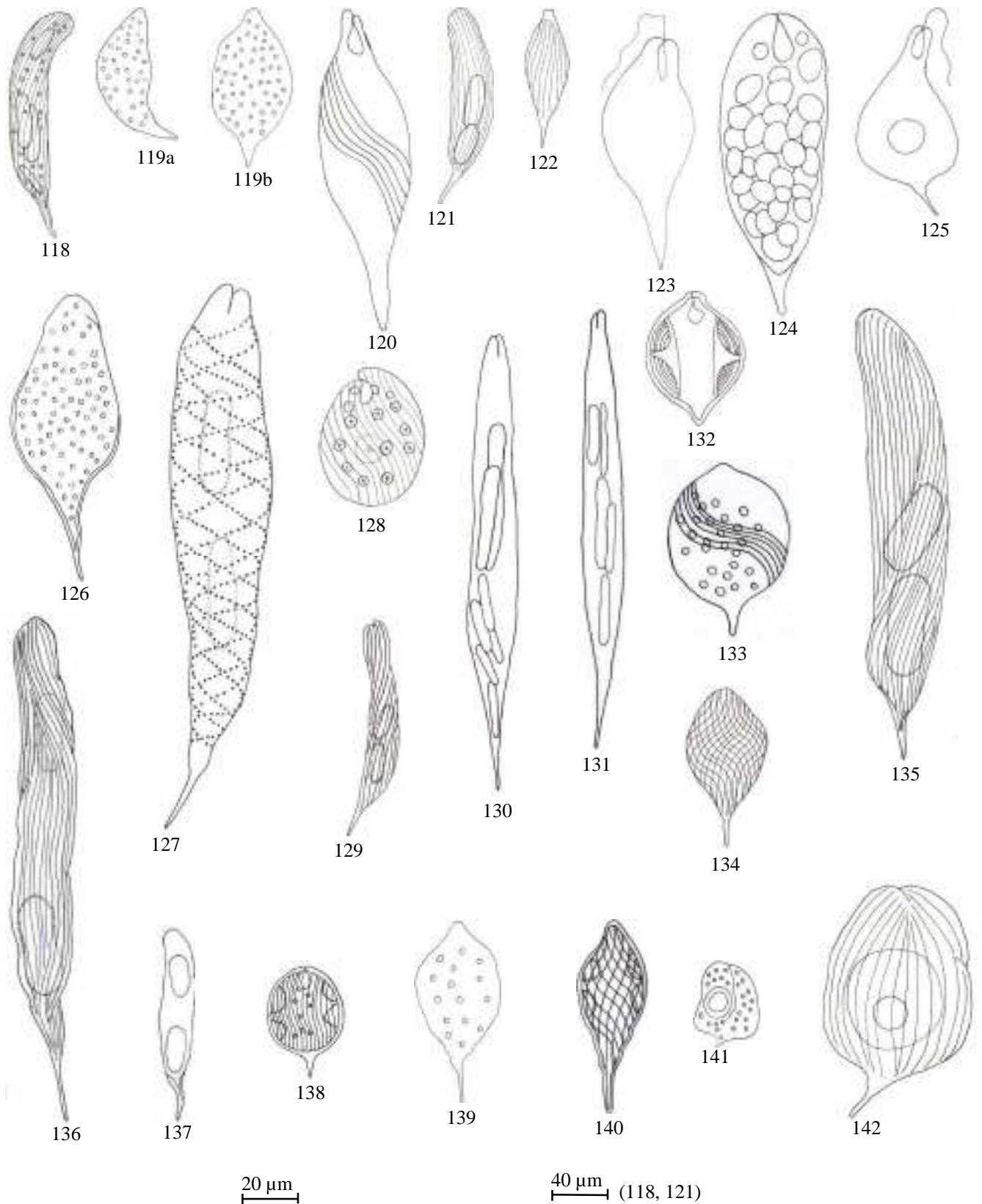


115c

10 μ m

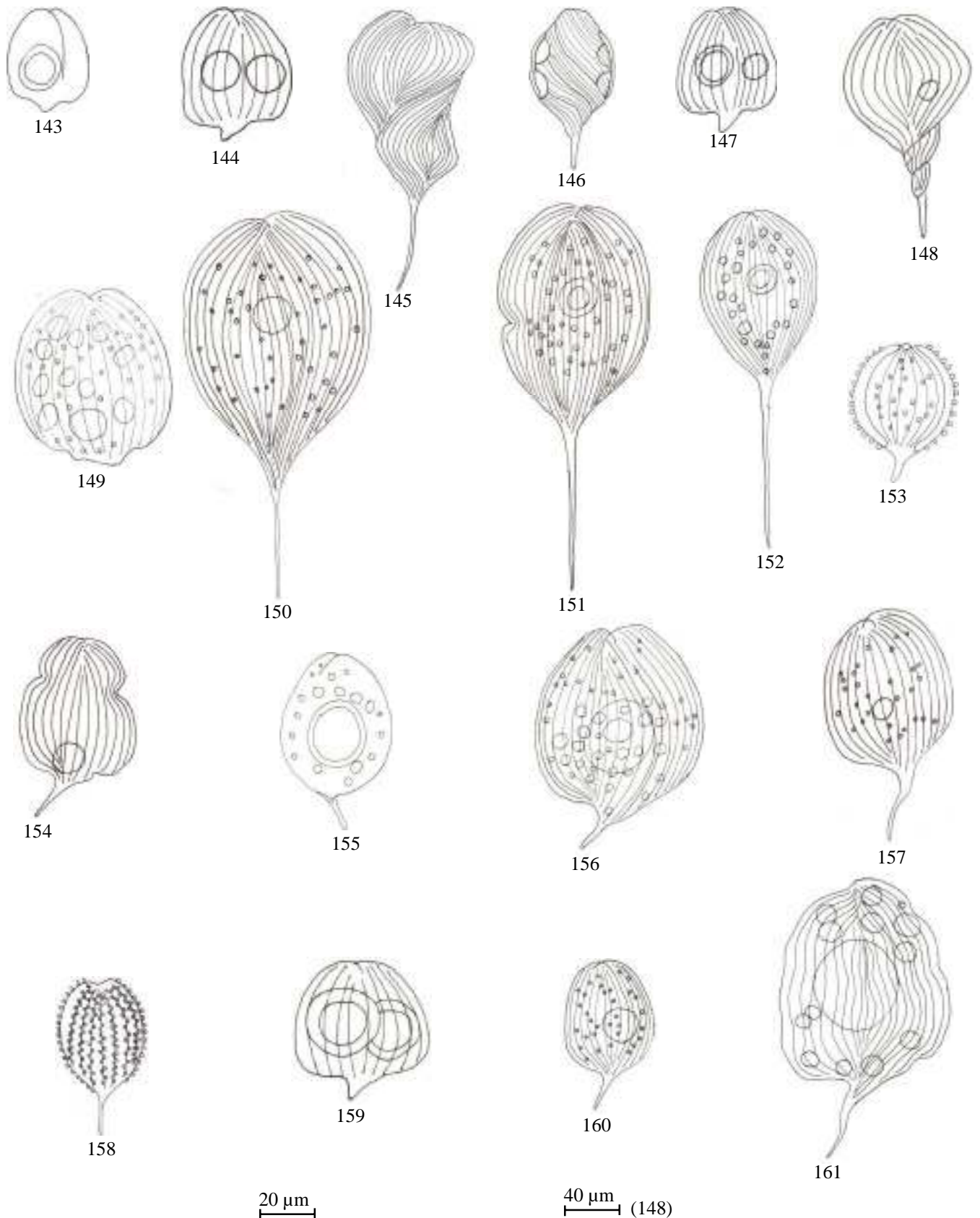
113. *Gymnodinium palustre* Schilling ; 114. *Gymnodinium splendens* Lebour ; 115. *Peridinium volzii* Lemmermann : 115a) vue ventrale, 115b) vue ventrale, 115c : vue dorsale ; 116. *Glenodiniopsis steinii* Wołoszyńska 116a : vue ventrale 116b : vue dorsale ; 117. *Gonyaulax apiculata* (Penard) Entz 117a : vue ventrale, 117b : vue dorsale

Euglenophyta



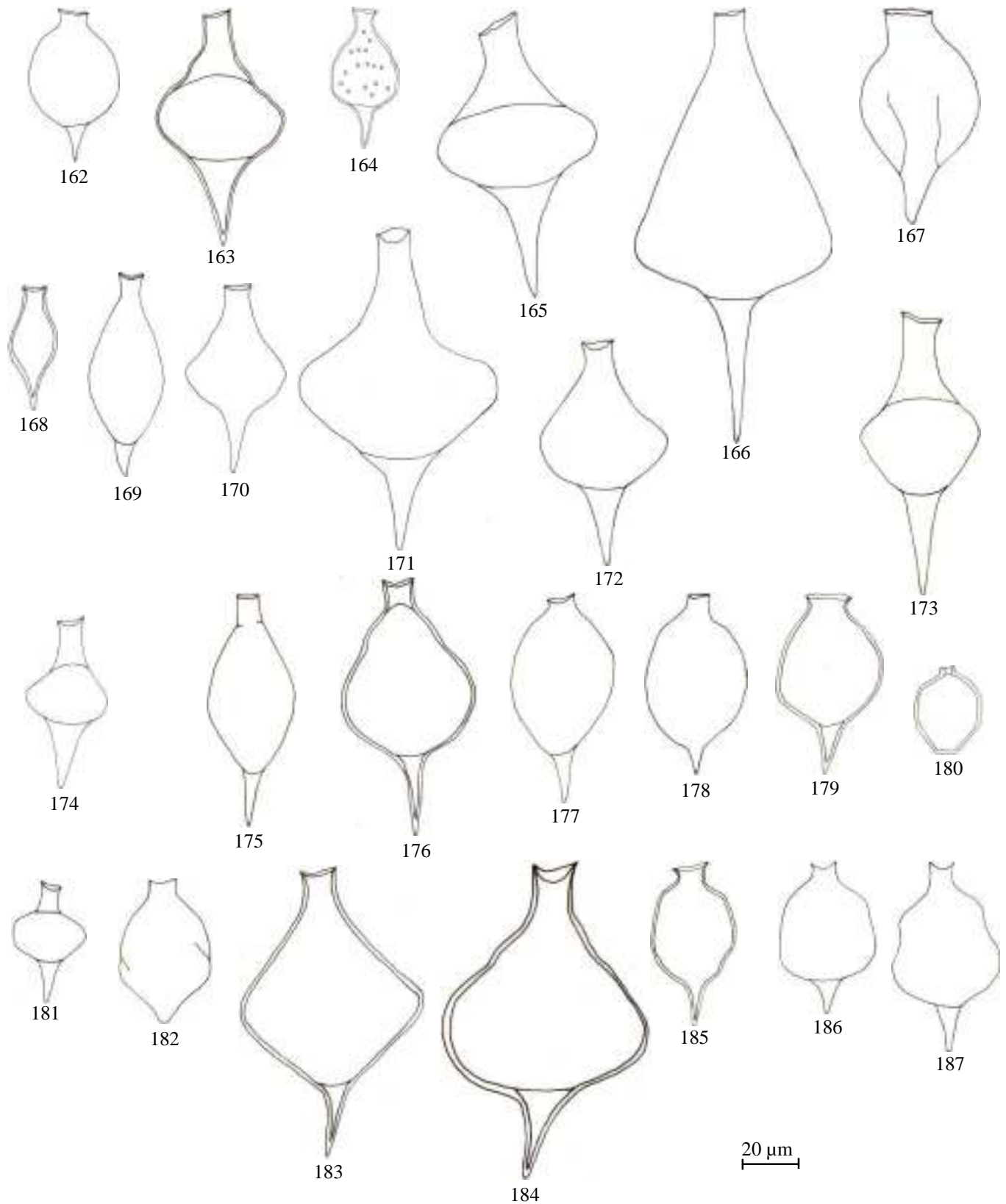
118. *Euglena allorgei* Deflandre ; 119 (a et b). *E. caudata* var. *minor* Deflandre ; 120. *E. chlamydochora* Mainx ; 121. *E. limnophila* Lemmermann ; 122. *E. marssonii* var. *ovum* Lemmermann ; 123. *E. polymorpha* Dangeard ; 124. *E. proxima* var. *piriformis* Dangeard ; 125. *E. repulsans* Schiller ex Huber-Pestalozzi ; 126. *E. sociabilis* Dangeard ; 127. *E. spirogyra* Ehrenberg ; 128. *E. texta* var. *salina* (Fritsch) Popov ; 129. *E. tripteris* (Dujardin) Klebs ; 130. *Lepocinclis acus* (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. *acus* ; 131. *L. acus* var. *rigida* Hübner ; 132. *L. fusiformis* Lemmerman emend. Conrad ; 133. *L. ovum* (Ehrenberg) Lemmermann ; 134. *L. ovum* var. *bütschlii* (Lemmerman) Conrad ; 135. *L. oxyuris* Marin et Melkonian var. *oxyuris* fo. *oxyuris* ; 136. *L. oxyuris* var. *oxyuris* fo. *charkowiensis* (Svirenko) Bourrelly ; 137. *L. oxyuris* var. *oxyuris* fo. *minima* Bourrelly ; 138. *L. pseudo-ovum* Conrad ; 139. *L. spirogyra* (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. *maxima* Prescott . 140. *L. steinii* Lemmerman ; 141. *Phacus acuminatus* Stokes ; 142. *Ph. anacoelus* Stokes

Euglenophyta



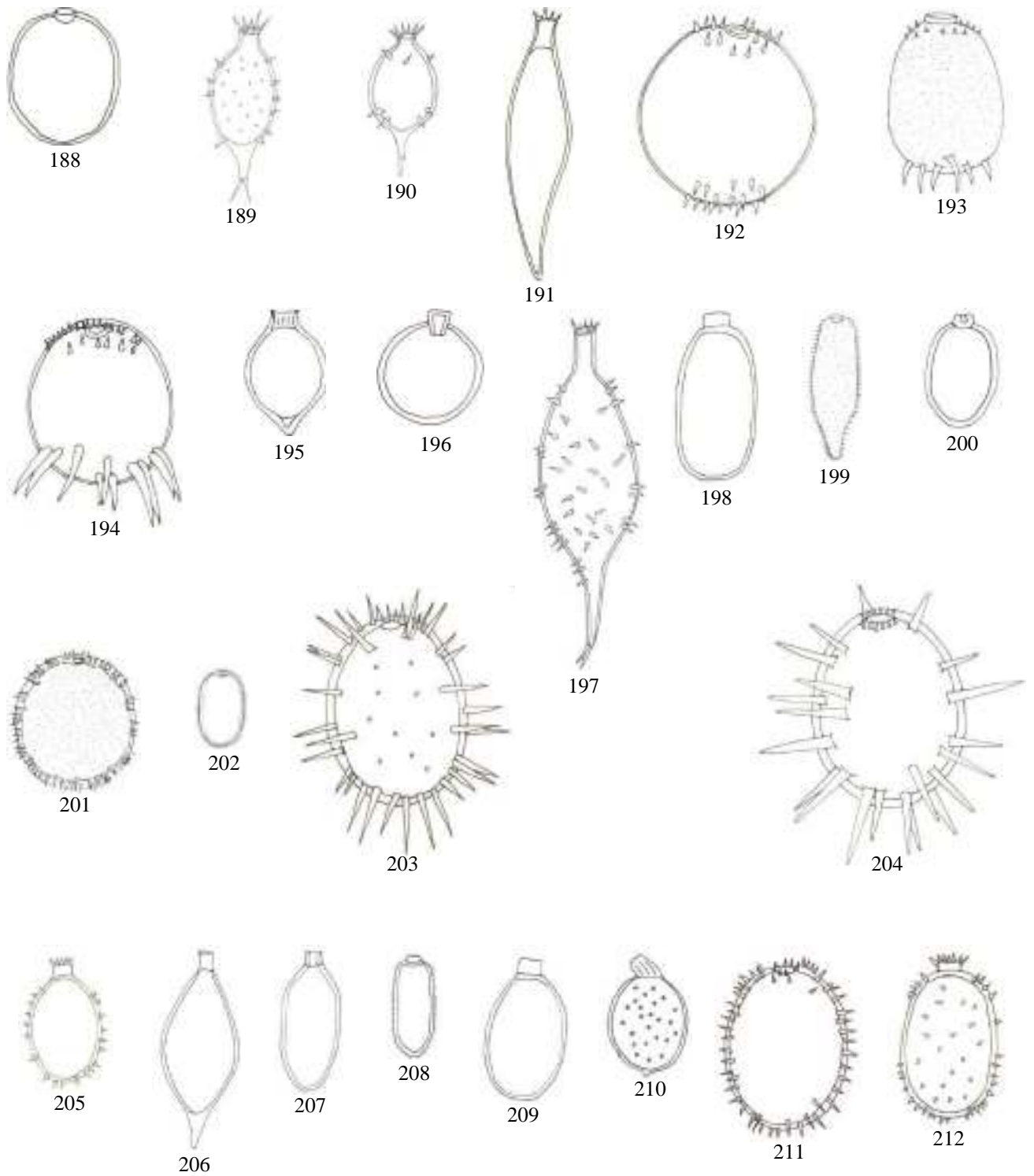
143. *Phacus brevicaudatus* (Klebs) Lemmermann ; 144. *Ph. curvicauda* Svirenko 145. *Ph. ephippion* Pochmann .
 146. *Ph. globosus* Pochmann ; 147. *Ph. heimii* Lefèvre ; 148. *Ph. helicoides* Pochmann ; 149. *Ph. lefevrei* Bourrelly ;
 150. *Ph. longicauda* (Ehrenberg) Dujardin var. *longicauda* ; 151. *Ph. longicauda* var. *insecta* Koczwara ;
 152. *Ph. longicauda* var. *major* Svirenko ; 153. *Ph. margaritatus* Pochmann ; 154. *Ph. orbicularis* Hübner ;
 155. *Ph. platalea* Drezepolski ; 156. *Ph. pleuronectes* var. *ungulatus* Tell et Zalocar de Domitrovic ;
 157. *Ph. ranula* var. *africana* Bourrelly ; 158. *Ph. suecicus* var. *oidion* Pochmann ; 159. *Ph. textus* Pochmann ;
 160. *Ph. triqueter* (Ehrenberg) Dujardin ; 161. *Ph. undulatus* (Skvortzov) Pochmann

Euglenophyta



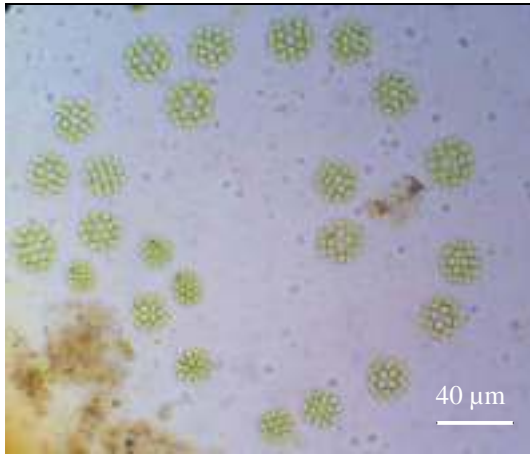
162. *Strombomonas acuminata* var. *amphora* Playfair ; 163. *Str. confortii* Zalocar de Domitrovic ; 164. *Str. costata* Deflandre ; 165. *Str. ensifera* (Daday) Deflandre var. *ensifera* ; 166. *Str. ensifera* var. *javanica* Huber-Pestalozzi ; 167. *Str. ferrazi* Alves-Da-Silva et C. Bicudo ; 168. *Str. fluviatilis* (Lemmermann) Deflandre var. *fluviatilis* ; 169. *Str. fluviatilis* var. *levis* (Lemmermann) Skvortzov ; 170. *Str. gibberosa* (Playfair) Deflandre var. *gibberosa* ; 171. *Str. gibberosa* var. *longicollis* Deflandre ; 172. *Str. gibberosa* var. *major* Conforti ; 173. *Str. lackeyi* (J.J. McCoy) G. E. Dillard ; 174. *Str. longicollis* (Playfair) Kiriakov ; 175. *Str. maxima* (Skvortzov) Deflandre ; 176. *Str. morenensis* Balech et Dastugue ; 177. *Str. napiformis* var. *brevicollis* Playfair ; 178. *Str. ovalis* (Playfair) Deflandre ; 179. *Str. praeliariis* (Palmer) Deflandre ; 180. *Str. scabra* (Playfair) Tell et Conforti ; 181. *Str. schauinslandii* (Lemmermann) Deflandre ; 182. *Str. subcurvata* var. *africana* Bourrelly et Gayral ; 183. *Str. tellii* Zalocar de Domitrovic ; 184. *Str. treubii* (Wołoszyńska) Deflandre ; 185. *Str. urceolata* (Stokes) Deflandre ; 186. *Str. verrucosa* (Daday) Deflandre var. *verrucosa* ; 187. *Str. verrucosa* var. *zmiewika* (Svirenko) Deflandre

Euglenophyta

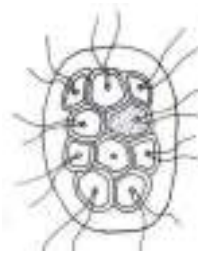


188. *Trachelomonas abrupta* var. *arcuata* (Playfair) Deflandre ; 189. *Tr. acanthophora* var. *minor* Balech et Dastugue ; 190. *Tr. acanthophora* var. *speciosa* (Deflandre) Balech ; 191. *Tr. amphoriformis* Osório-Tafall ; 192. *Tr. angustispina* var. *elegans* Bourrelly ; 193. *Tr. armata* (Ehrenberg) Stein var. *armata* ; 194. *Tr. armata* var. *gordeivi* Skvortzov ; 195. *Tr. bernardinensis* W. Vischer ; 196. *Tr. cervicula* Stokes ; 197. *Tr. dastuguei* Balech ; 198. *Tr. dubia* Svirenko emend. Deflandre ; 199. *Tr. gracillima* Balech et Dastugue ; 200. *Tr. hexangulata* (Svirenko) Playfair ; 201. *Tr. kelloggii* var. *effigurata* Skvortzov ; 202. *Tr. klebsii* (Deflandre) Stein emend. Deflandre ; 203. *Tr. megalacantha* da Cunha var. *megalacantha* ; 204. *Tr. megalacantha* var. *crenulatocollis* Bourrelly ; 205. *Tr. mirabilis* Svirenko ; 206. *Tr. molesta* Deflandre ; 207. *Tr. naviculiformis* var. *bourrellyi* Huber-Pestalozzi ; 208. *Tr. obtusa* var. *papillata* Drezepolski ; 209. *Tr. planctonica* Svirenko ; 210. *Tr. scabra* var. *longicollis* Playfair ; 211. *Tr. superba* Svirenko emend. Deflandre ; 212. *Tr. sydneyensis* Playfair

Chlorophyta



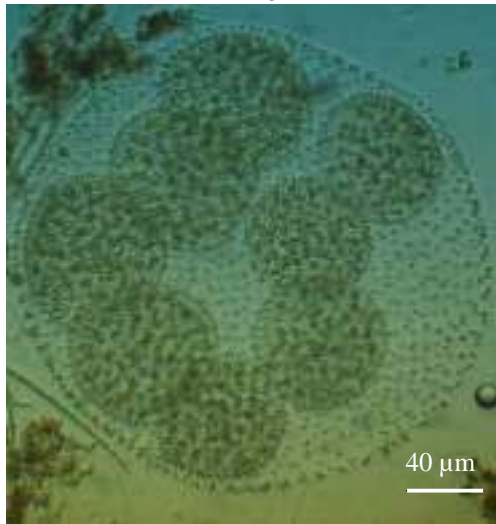
213



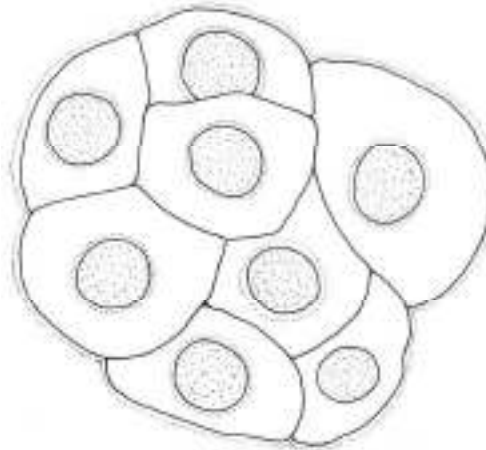
214



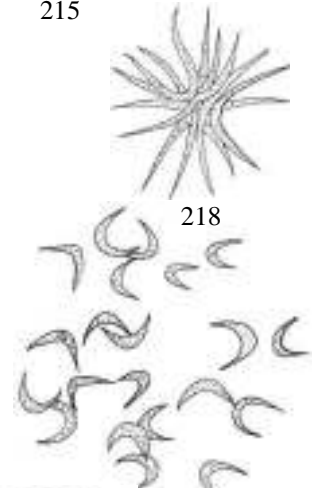
215



216



217



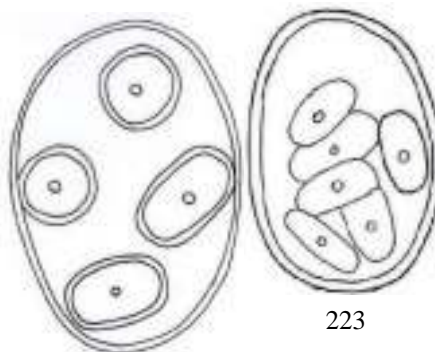
218



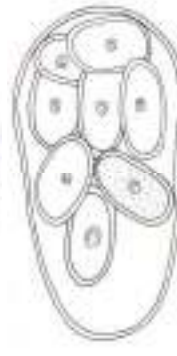
220



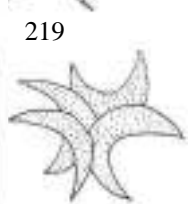
221



222



223



219

225

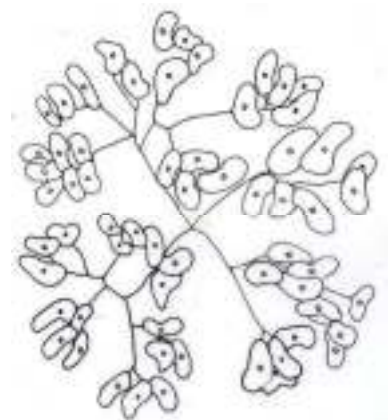


226

20 µm

40 µm

227

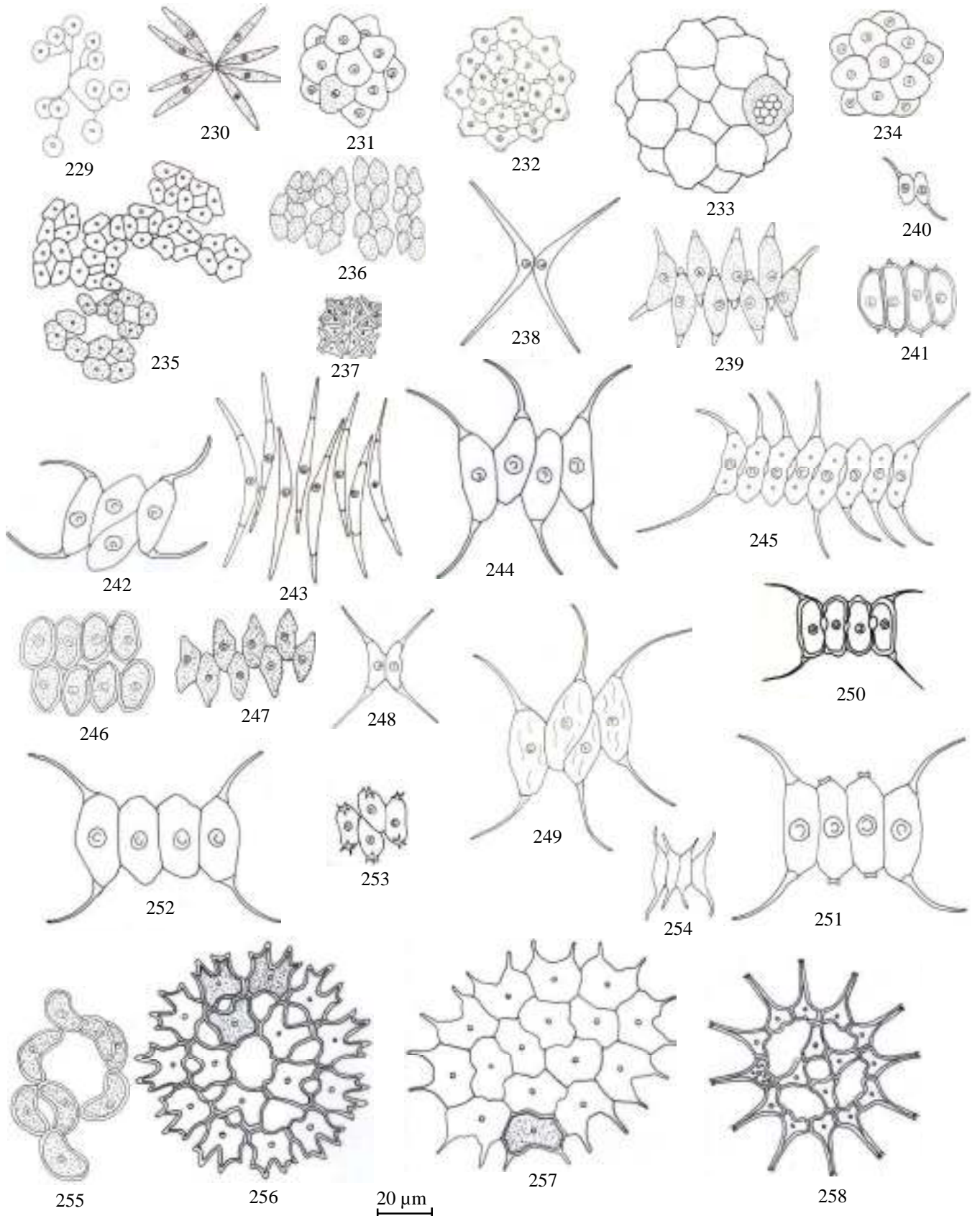


228

(213, 215, 216, 218)

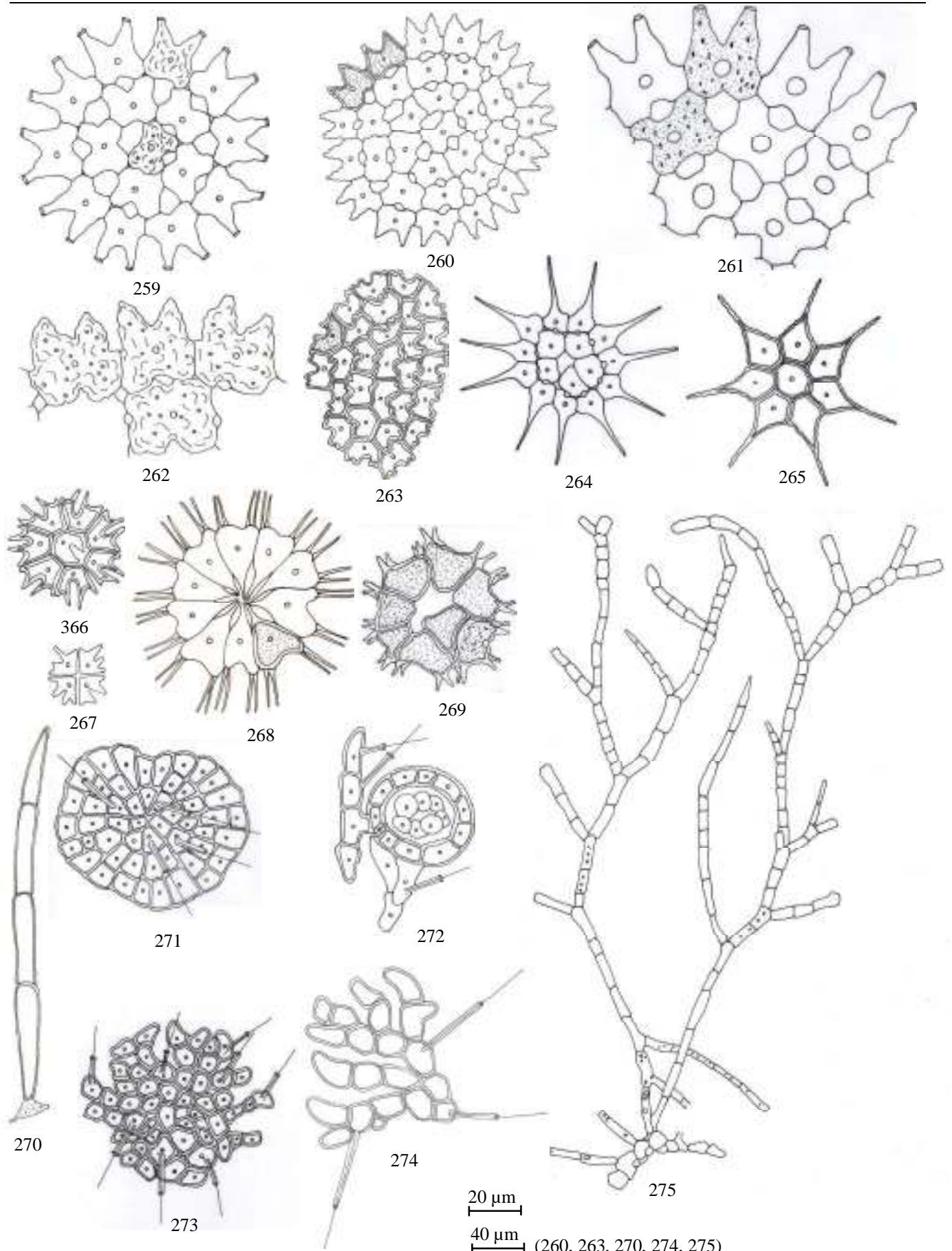
213. *Eudorina elegans* Ehrenberg ; 214. *Pandorina morum* (Müller) Bory ; 215. *Volvox aureus* Ehrenberg ; 216. *V. mononae* Smith ; 217. *Borodinella polytetras* Miller ; 218. *Ankistrodesmus bernardii* Komárek ; 219. *A. bibraianus* (Reinsch) Korshikov ; 220. *A. falcatus* (Corda) Ralfs ; 221. *A. fusiformis* Corda ; 222. *Oocystis elliptica* W. West ; 223. *Oocystis parva* W. et G.S. West ; 224. *Oonephris obesa* (West) Fott ; 225. *Selenastrum bibraianum* Reinsch ; 226. *Coenochloris pyrenoidosa* Korshikov ; 227. *Dimorphococcus lunatus* A. Braun ; 228. *Dimorphococcus* sp1.

Chlorophyta



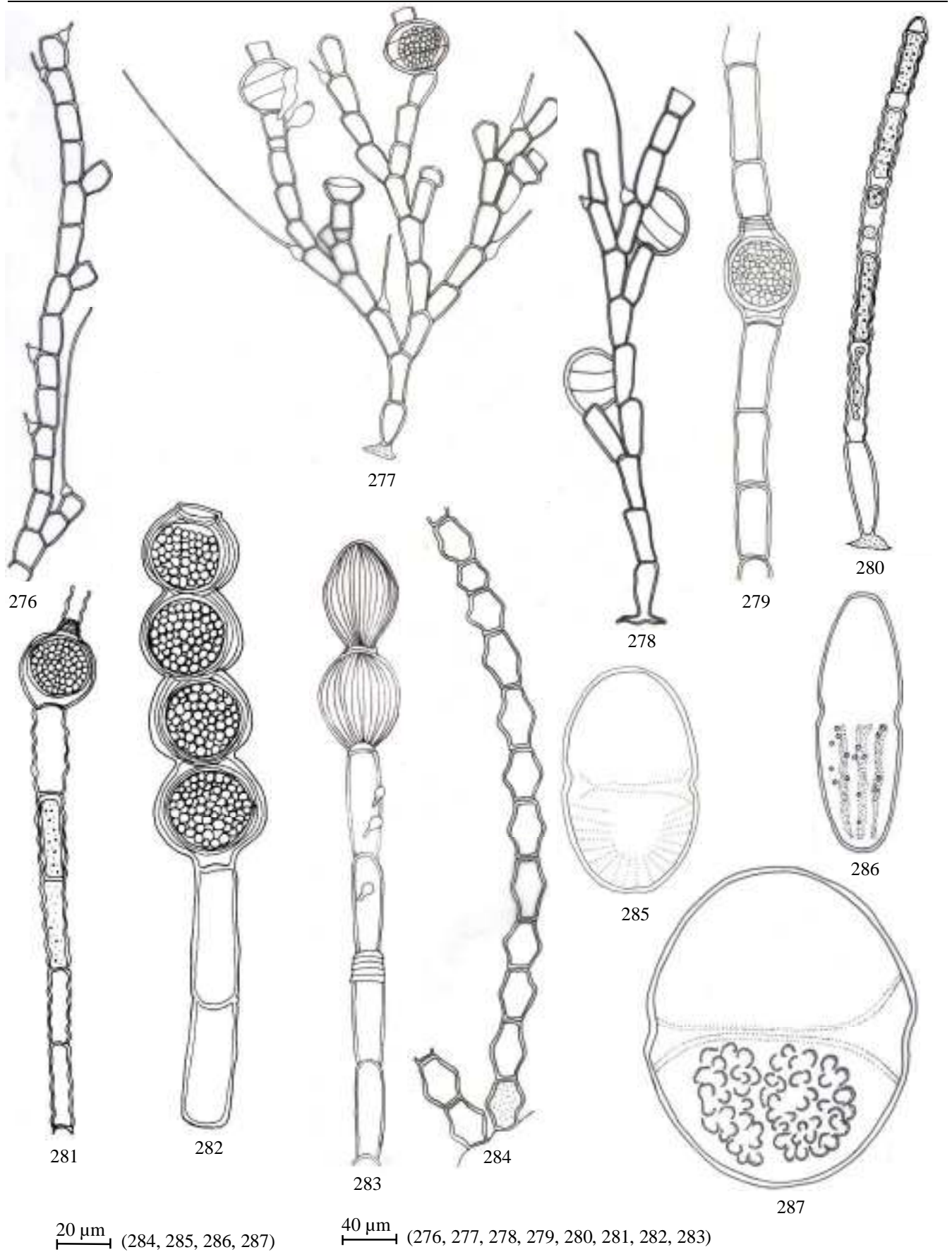
229. *Dimorphococcus* sp2.; 230. *Actinastrum hantzschii* var. *fluviatile* Schröder ; 231. *Coelastrum astroideum* De Notaris ; 232. *Coel. cambricum* West ; 233. *Coel. indicum* Turner ; 234. *Coel. microporum* Nägeli ; 235. *Crucigenia fenestrata* Schmildle ; 236. *Cr. rectangularis* (Nägeli) Komárek ; 237. *Cr. tetrapedia* (Kirchner) W. et G.S. West ; 238. *Scenedesmus acuminatus* (Lagerheim) Chodat ; 239. *Sc. acutus* Meyen ; 240. *Sc. bicaudatus* Dedusenko ; 241. *Sc. denticulatus* var. *linearis* Hansgirg ; 242. *Sc. intermedius* Chodat ; 243. *Sc. javanensis* Chodat ; 244. *Sc. magnus* Meyen ; 245. *Sc. naegelii* Brébisson ; 246. *Sc. obtusus* var. *obtusius* fo. *alternans* (Reinsch) Compère ; 247. *Sc. obtusus* var. *obtusius* fo. *obtusius* ; 248. *Sc. opoliensis* var. *mononensis* Chodat ; 249. *Sc. pannonicus* Hortobágyi ; 250. *Sc. perforatus* Lemmermann ; 251. *Sc. protuberans* Fritsch et Rich ; 252. *Sc. quadricauda* (Turpin) Brébisson ; 253. *Sc. smithii* Teiling ; 254. *Tetradesmus wisconsinensis* var. *wisconsinensis* fo. *sibirica* (Printz) Fott et Komárek ; 255. *Tetralantus lagerheimii* Teiling ; 256. *Pediastrum biradiatum* Meyen ; 257. *P. boryanum* (Turpin) Meneghini ; 258. *P. clathratum* (Schröder) Lemmermann

Chlorophyta



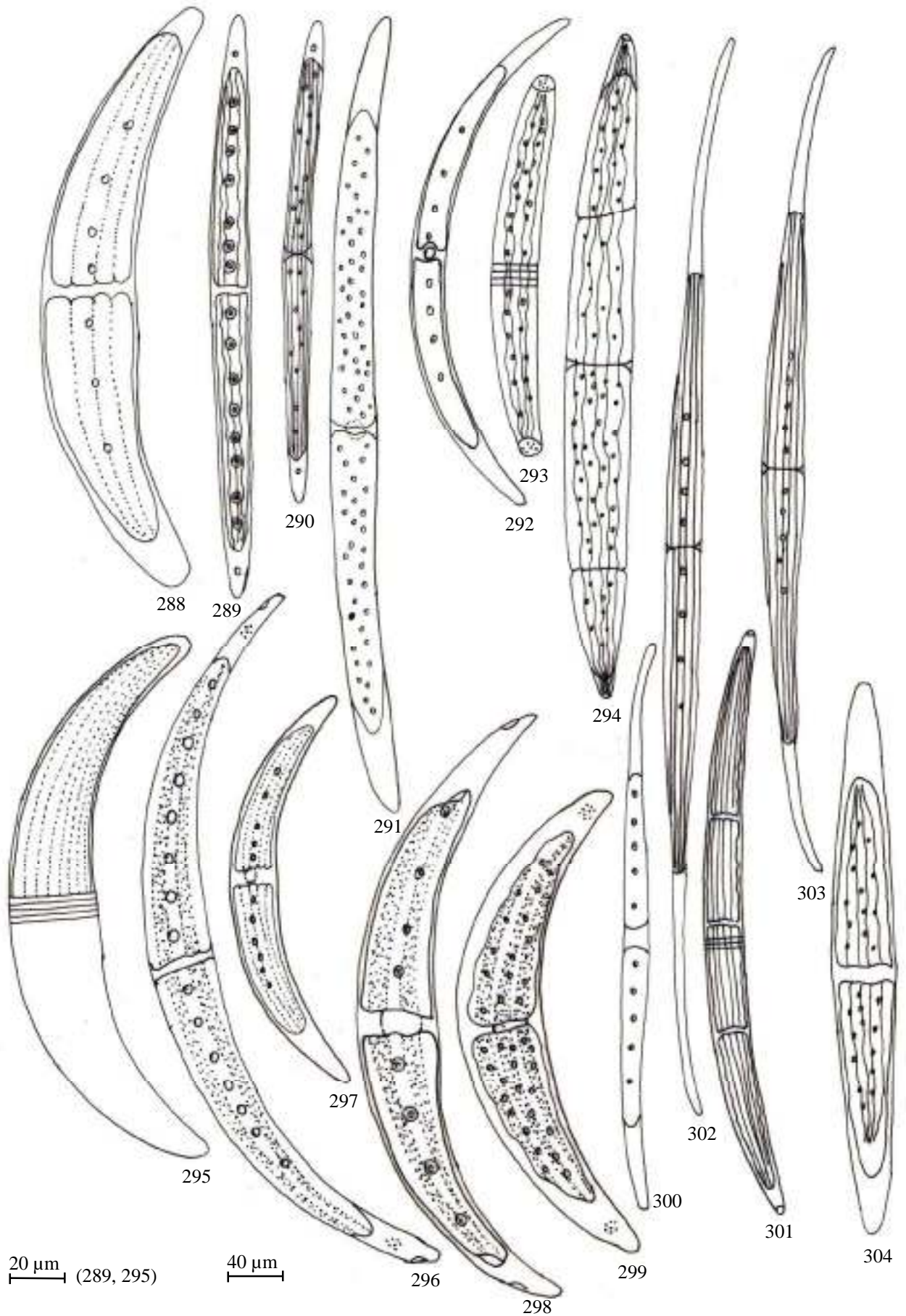
259. *P. duplex* Meyen var. *duplex*; 260. *P. duplex* var. *asperum* A. Braun; 261. *P. duplex* var. *punctatum* (Krieger) Parra; 262. *P. duplex* var. *rugulosum* Raciborski; 263. *P. obtusum* Lucks; 264. *P. simplex* Meyen var. *simplex*; 265. *P. simplex* var. *echinulatum* Wittrock; 266. *P. tetras* (Ehrenberg) Ralfs var. *tetras*; 267. *P. tetras* var. *tetraodon* (Corda) Hansgirg; 268. *Sorastrum americanum* (Bohlin) Schmidle; 269. *Sorastrum spinulosum* Nägeli; 270. *Uronema elongatum* Hodgetts; 271. *Coleochaete arundinacea* (Montagne) de Toni; 272. *Coleochaete pulvinata* A. Braun; 273. *Coleochaete scutata* Brébisson; 274. *Coleochaete soluta* Pringsheim; 275. *Stigeoclonium aestivale* (Hazen) Collins

Chlorophyta

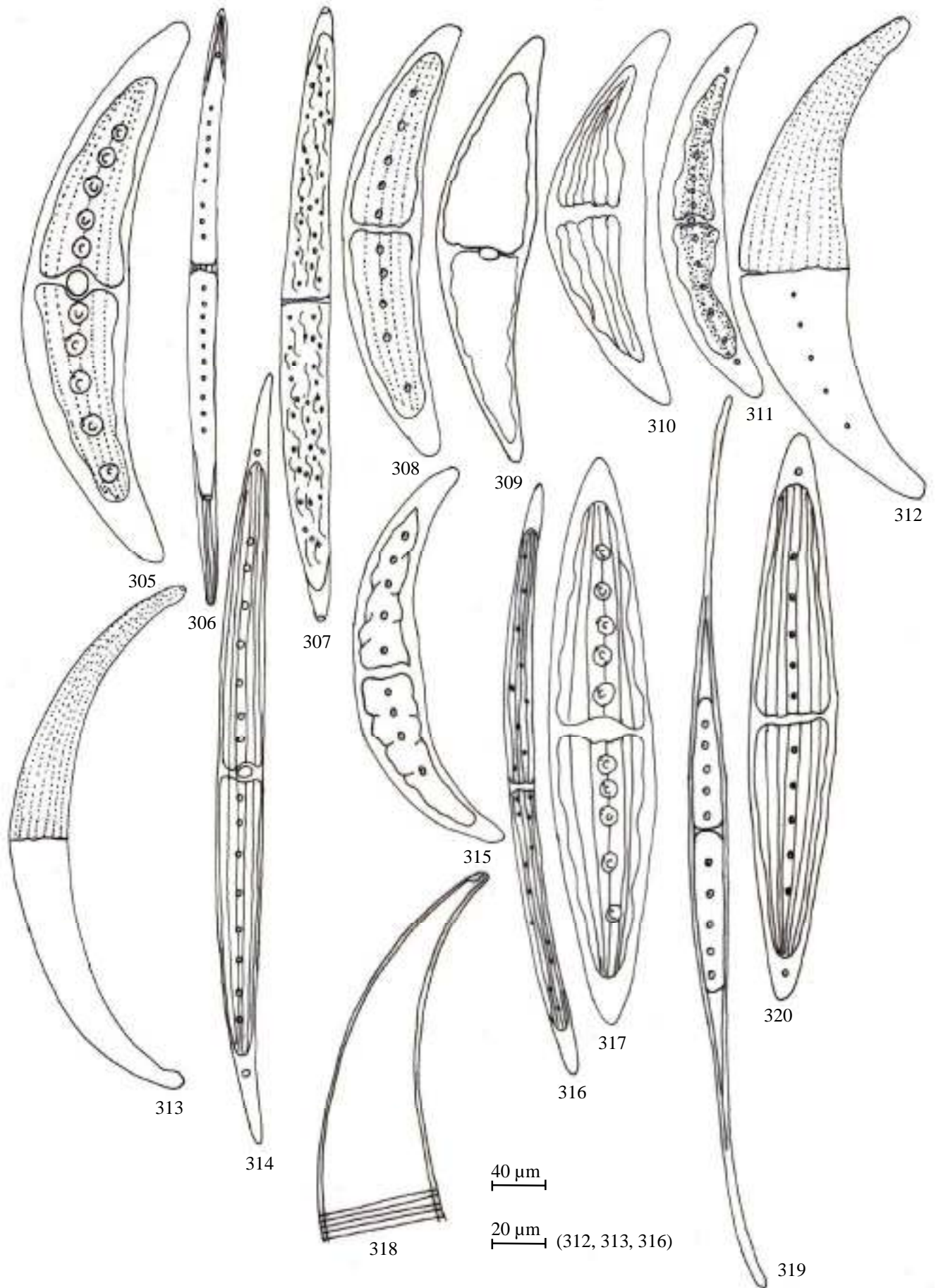


276. *Chaetonemopsis pseudobulbochaete* Gauthier-Lièvre ; 277. *Bulbochaete gigantea* Pringsheim ; 278. *Bulbochaete praereticulata* Jao ; 279. *Oedogonium acryosporum* Nordstedt et Hirn ; 280. *Oedogonium undulatum* (Brébisson) A. Braun in De Bary var. *undulatum* ; 281. *Oedogonium undulatum* var. *senegalense* (Nordstedt) Hirn ; 282. *Oedogonium curtum* Wittrock et Lundell ; 283. *Oedogonium paulense* Nordstedt et Hirn ; 284. *Oedogonium reinschii* Roy ; 285. *Actinotaenium capax* var. *minus* (Schmidle) Růžička et Pouzar ex Teiling ; 286. *Actinotaenium elongatum* (Raciborski) Teiling ; 287. *Actinotaenium turgidum* (Brébisson) Teiling

Chlorophyta

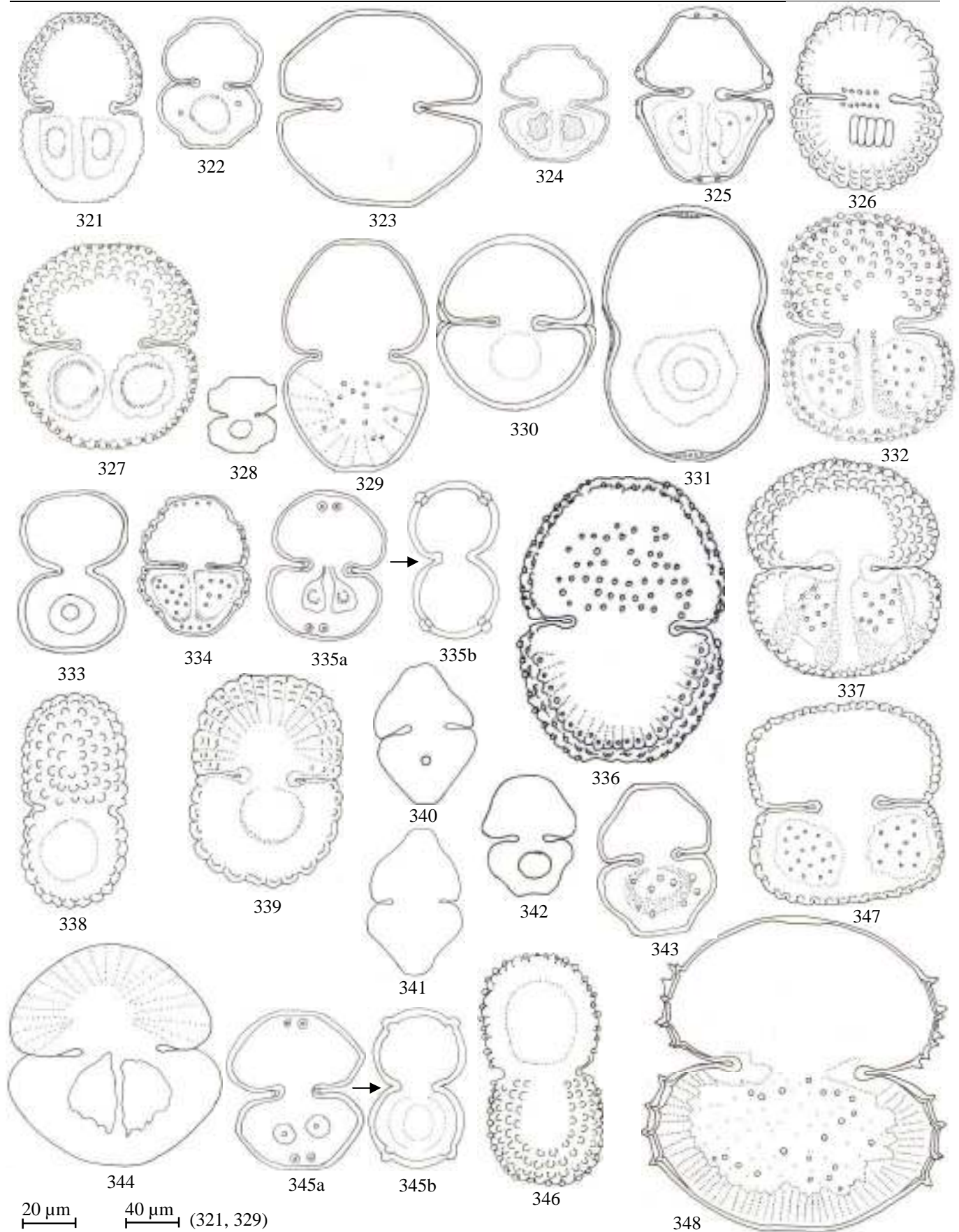


288. *Closterium abruptum* var. *africanum* Fritsch et Rich ; 289. *Cl. acerosum* (Schrank) Ehrenberg var. *acerosum* ; 290. *Cl. acerosum* var. *angolense* W. et G.S. West ; 291. *Cl. acutum* (Lyngbye) Brébisson ; 292. *Cl. archerianum* Cleve ; 293. *Cl. baillyanum* (Ralfs) Brébisson ; 294. *Cl. closterioides* var. *intermedium* (Roy et Bisset) Růžička ; 295. *Cl. cynthia* De Notaris ; 296. *Cl. diana* Ehrenberg ex Ralfs var. *diana* ; 297. *Cl. diana* var. *arcuatum* (Brébisson) Rabenhorst ; 298. *Cl. diana* var. *brevius* (Petkoff) Krieger ; 299. *Cl. ehrenbergii* Meneghini ex Ralfs ; 300. *Cl. gracile* (Brébisson) Ralfs ; 301. *Cl. intermedium* Ralfs ; 302. *Cl. kuetzingii* Brébisson var. *kuetzingii* ; 303. *Cl. kuetzingii* var. *minus* Compère ; 304. *Cl. lanceolatum* var. *parvulum* W. et G.S. West



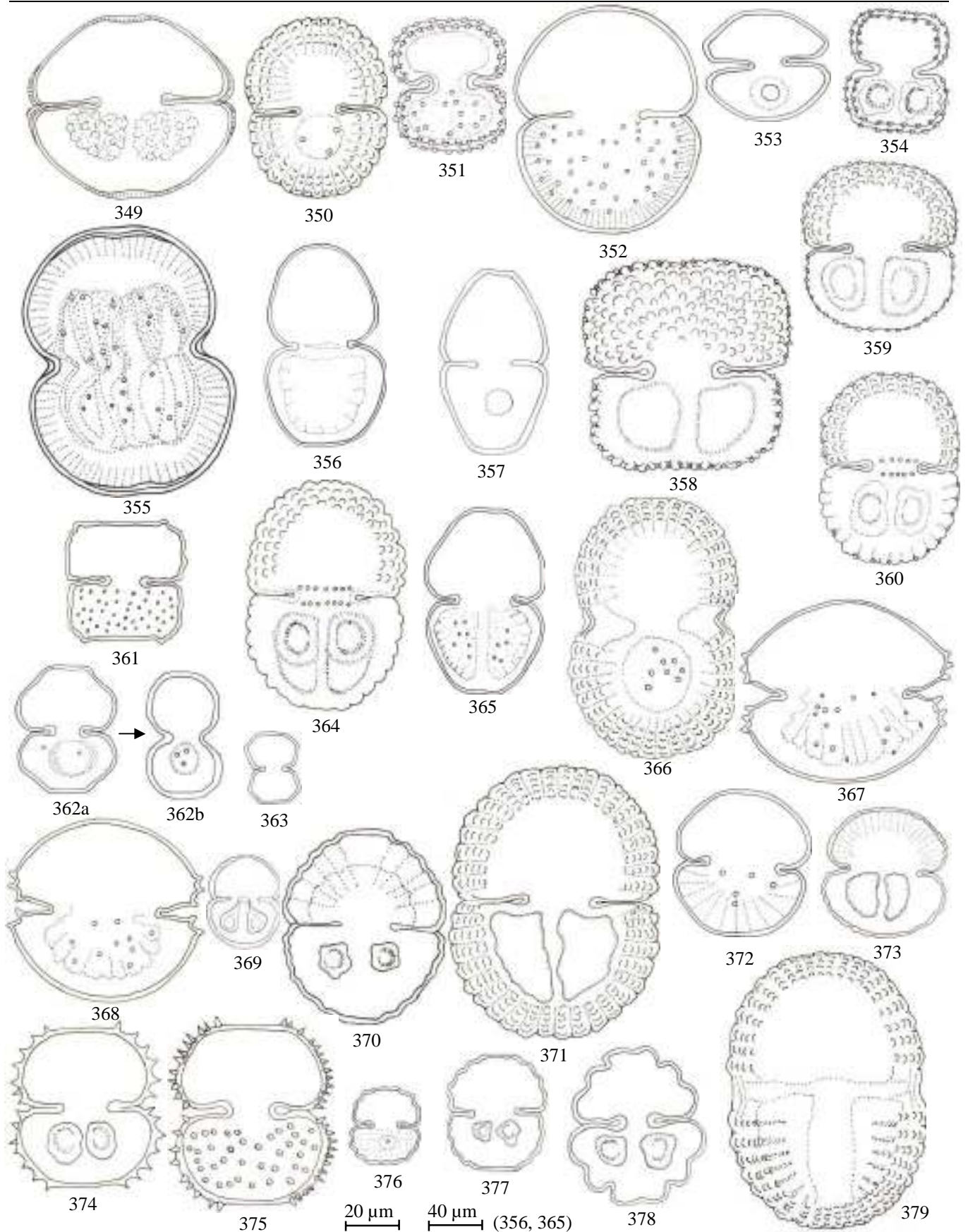
305. *Cl. leibleinii* Ralfs ; 306. *Cl. lineatum* Ehrenberg ex Ralfs var. *lineatum* ; 307. *Cl. lineatum* var. *africanum* (Schmidle) Krieger ; 308. *Cl. littorale* Gay ; 309. *Cl. lunula* (Müller) Nitzsch var. *lunula* ; 310. *Cl. lunula* var. *maximum* Borge ; 311. *Cl. moniliferum* var. *submoniliferum* (Woronichin) Krieger ; 312. *Cl. nematodes* Joshua var. *nematodes* ; 313. *Cl. nematodes* var. *tumidum* G.S. West ; 314. *Cl. nordstedtii* Chodat ; 315. *Cl. parvulum* Nägeli ; 316. *Cl. praelongum* var. *brevius* Nordstedt ; 317. *Cl. pseudolunula* Borge ; 318. *Cl. ralfsii* var. *hybridum* fo. *procera* Irénée-Marie ; 319. *Cl. rostratum* var. *extensum* Prescott ; 320. *Cl. subfusiforme* Messikommer

Chlorophyta

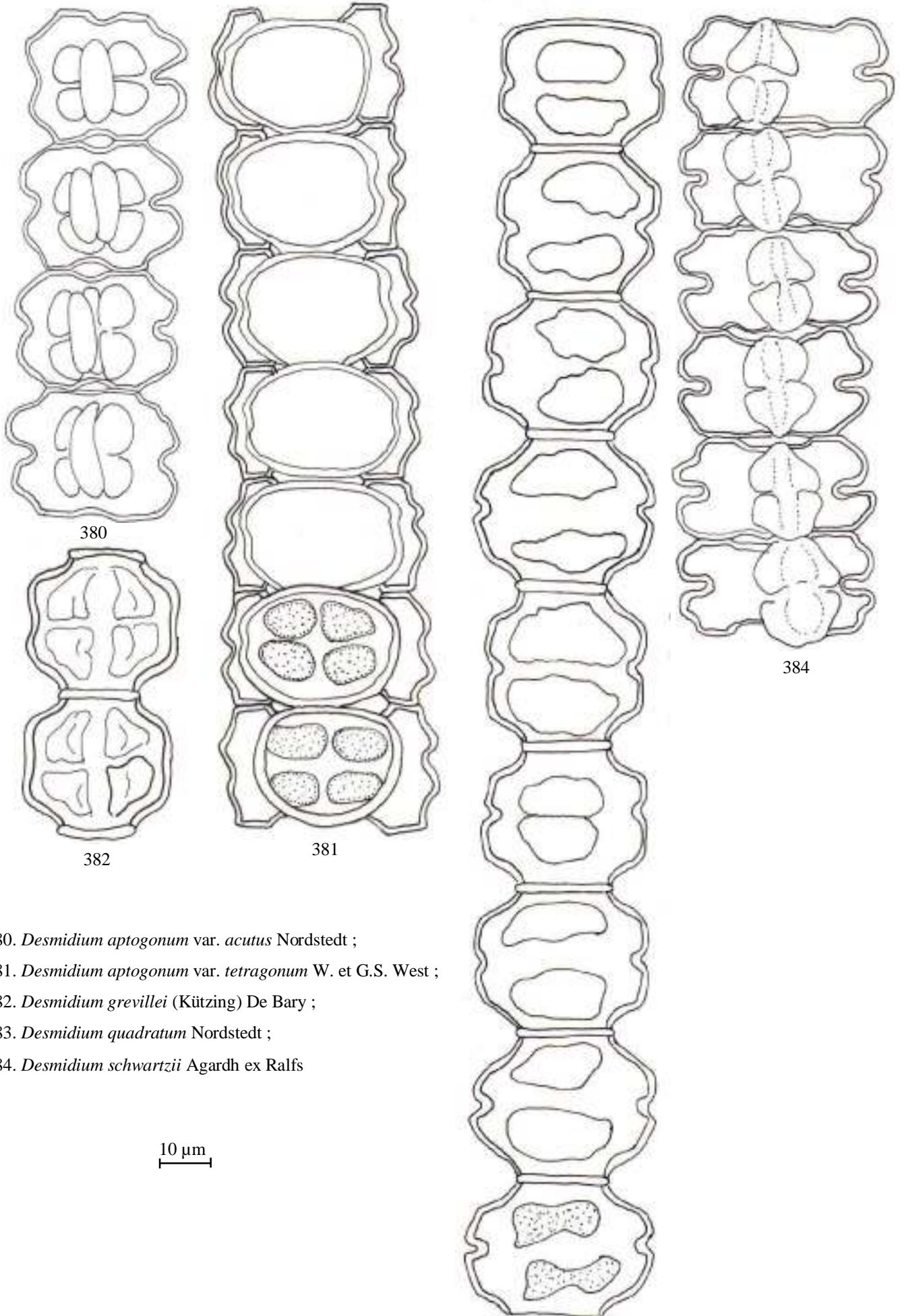


321. *Cosmarium amoenum* var. *mediolaeve* Nordstedt ; 322. *C. angulare* var. *canadense* Irenée-Marie ; 323. *C. baileyi* Wolle ; 324. *C. beatum* var. *beatum* fo. *achrondrum* Compère ; 325. *C. bicornis* Borge in Couté et Rousselin ; 326. *C. binum* Nordstedt ; 327. *C. botrytis* var. *depressum* W. et G.S. West ; 328. *C. braunii* Reinsch ; 329. *C. canaliculatum* W. et G.S. West ; 330. *C. circulare* Reinsch ; 331. *C. connatum* Nordstedt ; 332. *C. conspersum* var. *latum* (Brébisson) W. et G.S. West ; 333. *C. contractum* Kirchner ; 334. *C. costatum* Nordstedt ; 335. *C. crassipelle* var. *ornatum* E.A. Flint et D.B. Williamson ; 336. *C. cymatopleurum* var. *archeri* (Roy et Bisset) W. et G.S. West ; 337. *C. dentiferum* Corda ; 338. *C. elegantissimum* var. *subsimplax* Grönblad ; 339. *C. formosulum* var. *hyperevolutum* Messikommer ; 340. *C. granatum* Brébisson var. *granatum* ; 341. *C. granatum* var. *concaevum* Largerheim ; 342. *C. impressulum* Elfring ; 343. *C. laeve* Rabenhorst ; 344. *C. lundellii* Delponté ; 345. *C. mamilliferum* var. *brasiliense* (Borge) Bourrelly et Couté ; 346. *C. manganense* W. et G.S. West ; 347. *C. margaritatum* (Lundell) Roy et Bisset ; 348. *C. monodii* Bourrelly

Chlorophyta

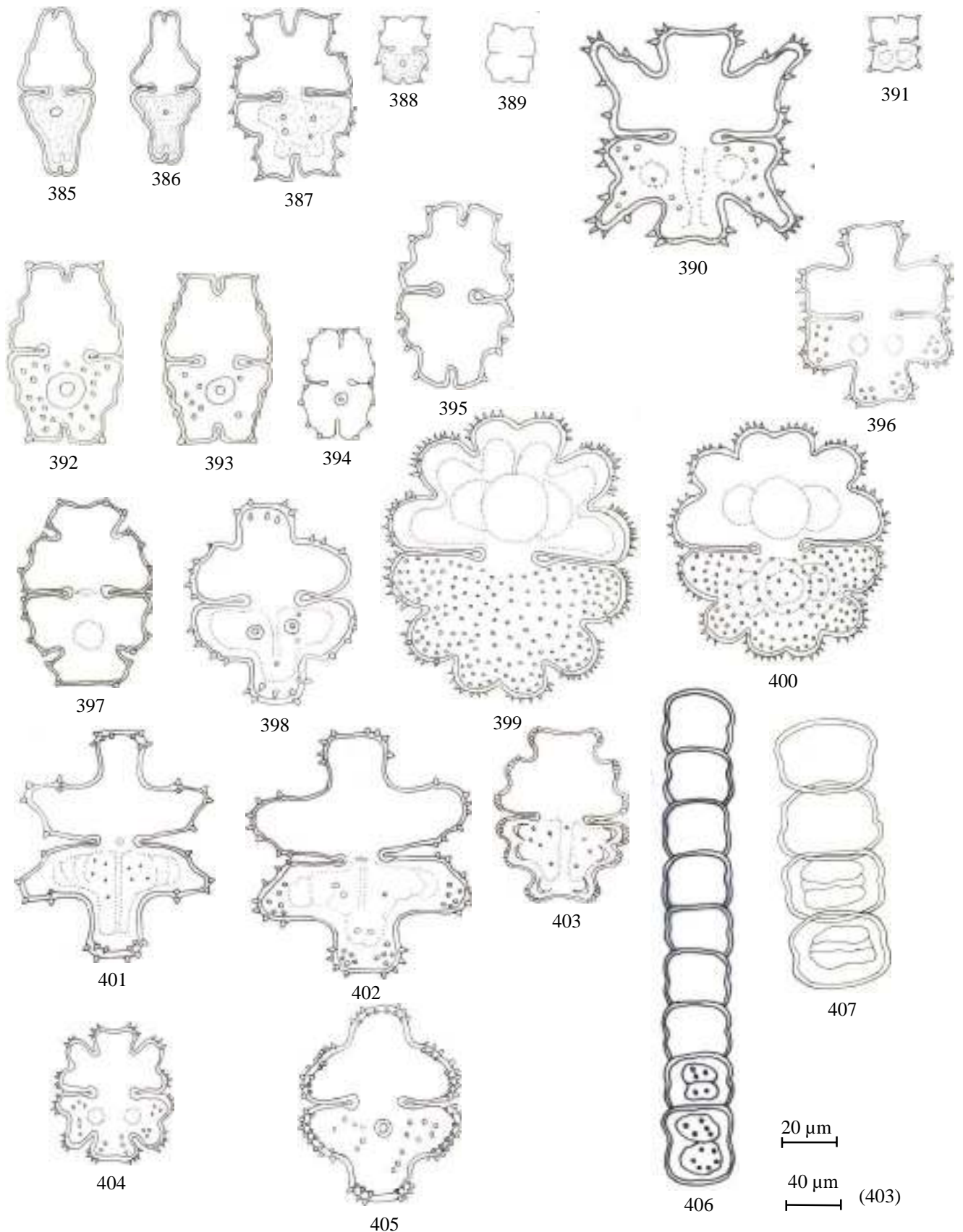


349. *C. obsoletum* (Hantzsch) Reinsch ; 350. *C. obtusatum* var. *beanlandii* W. et G.S. West ; 351. *C. orthostichum* Lundell ; 352. *C. pachydermum* var. *aethiopicum* W. et G.S. West ; 353. *C. phaseolus* var. *subbireme* Raciborski ; 354. *C. pseudobroomei* Wolle ; 355. *C. pseudoconnatum* Nordstedt ; 356. *C. pseudopachydermum* Schmidle ; 357. *C. pseudopyramidatum* Lundell ; 358. *C. quadrum* Lundell var. *quadrum* ; 359. *C. quadrum* var. *sublatum* (Nordstedt) W. et G.S. West ; 360. *C. radiosum* Wolle ; 361. *C. rectangulum* Reinsch ; 362. *C. retusiforme* var. *incrassatum* Gütwinski ; 363. *C. sexangulare* var. *minus* Roy et Bisset ; 364. *C. speciosum* var. *biforme* Nordstedt ; 365. *C. stappersii* Evens ; 366. *C. striolatum* (Nägeli) Archer ; 367. *C. subauriculatum* var. *bogoriense* (Bernard) Bourrelly ; 368. *C. subauriculatum* W. et G.S. West var. *subauriculatum* ; 369. *C. subcucumis* Schmidle ; 370. *C. sublateriundatum* W. et G.S. West ; 371. *C. subspicosum* Nordstedt ; 372. *C. subtumidum* Nordstedt ; 373. *C. taxichondrum* Lundell ; 374. *C. trachypleurum* Lundell var. *trachypleurum* ; 375. *C. trachypleurum* var. *simplex* Couté et Rousselin ; 376. *C. umbilicatum* Lütkemüller ; 377. *C. undulatum* var. *minutum* Wittrock ; 378. *C. venustum* var. *bimamillatum* Compère ; 379. *C. sp. 1*

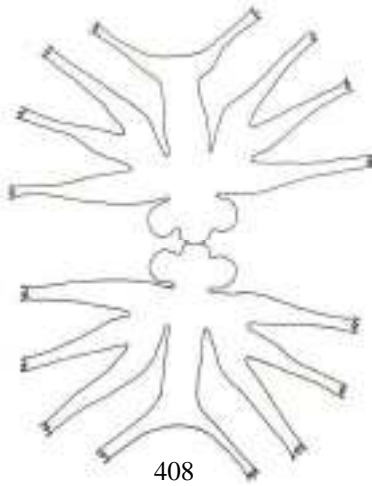


380. *Desmidium aptogonum* var. *acutus* Nordstedt ;
 381. *Desmidium aptogonum* var. *tetragonum* W. et G.S. West ;
 382. *Desmidium grevillei* (Kützing) De Bary ;
 383. *Desmidium quadratum* Nordstedt ;
 384. *Desmidium schwartzii* Agardh ex Ralfs

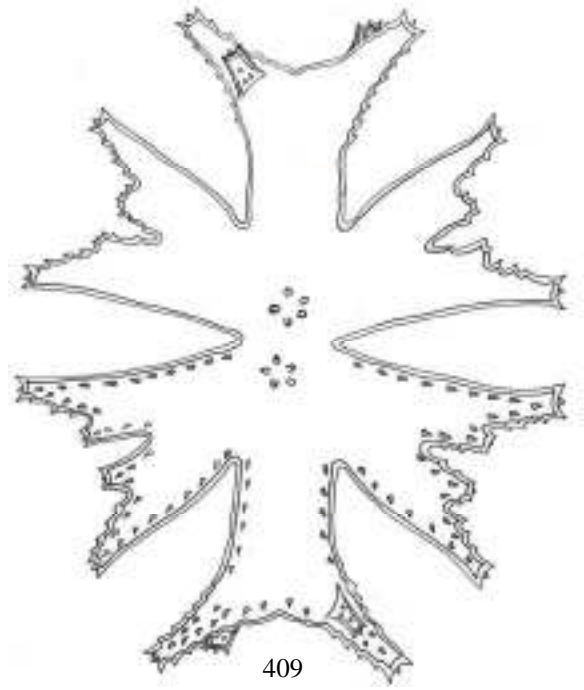
Chlorophyta



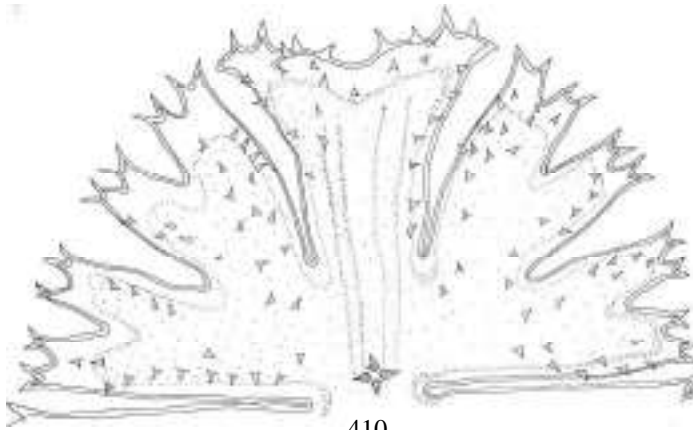
385. *Euastrum ansatum* Ehrenberg ex Ralfs var. *ansatum* ; 386. *E. ansatum* var. *pyxidatum* Delponte ; 387. *E. binale* (Turpin) Ehrenberg ex Ralfs var. *binale* ; 388. *E. binale* var. *sectum* Turner ; 389. *E. didelta* (Turpin) Ralfs ; 390. *E. divergens* var. *ornatum* fo. *dentatum* Couté et Tell ; 391. *E. dubium* Nägeli var. *latum* Krieger ; 392. *E. dubium* var. *tropicum* (West et G.S. West) Krieger ; 393. *E. elegans* (Brébisson) Kützing ; 394. *E. glaziovii* Borges ; 395. *E. insigne* Hassall ; 396. *E. platycerum* Reinsch ; 397. *E. pseudopectinatum* Schmidle ; 398. *E. sphyroides* Nordstedt ; 399. *E. spinulosum* Deflandre var. *spinulosum* fo. *spinulosum* ; 400. *E. spinulosum* var. *lindae* fo. *minor* Couté et Rousselin ; 401. *E. subhypochondrum* Fritsch et Rich ; 402. *E. substellatum* var. *bangladeshicum* Islam et Irfanullah ; 403. *E. turneri* W. West ; 404. *E. verrucosum* Ehrenberg var. *verrucosum* ; 405. *E. verrucosum* var. *reductum* Nordstedt ; 406. *Hyaloteca dissiliens* (J.E. Smith) Brébisson var. *dissiliens* ; 407. *Hyaloteca dissiliens* var. *hians* Wolle



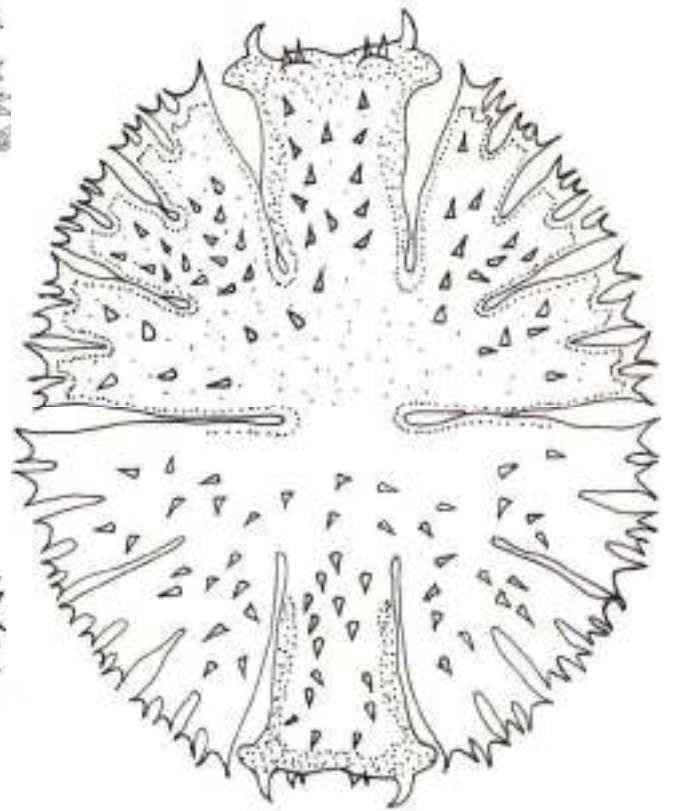
408



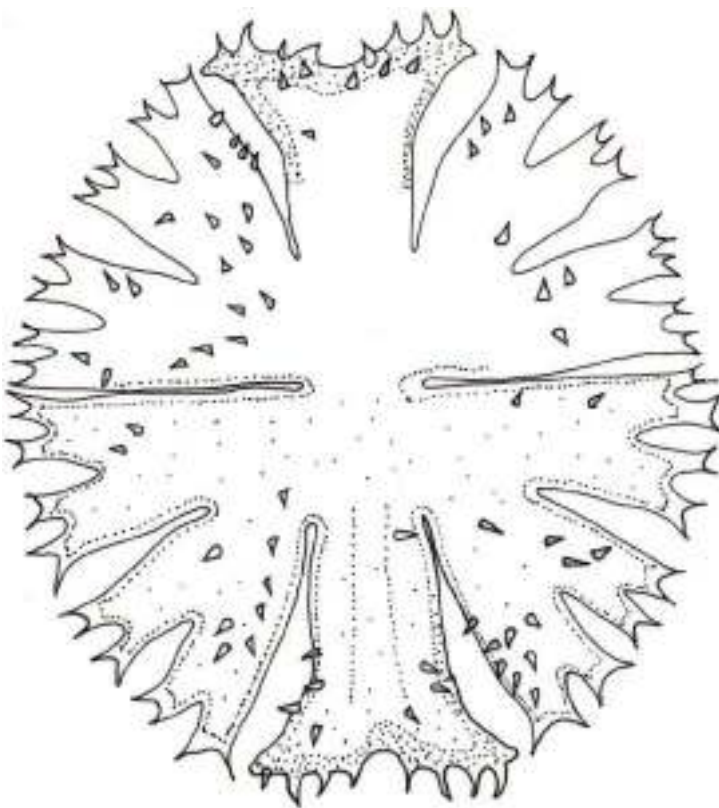
409



410



412



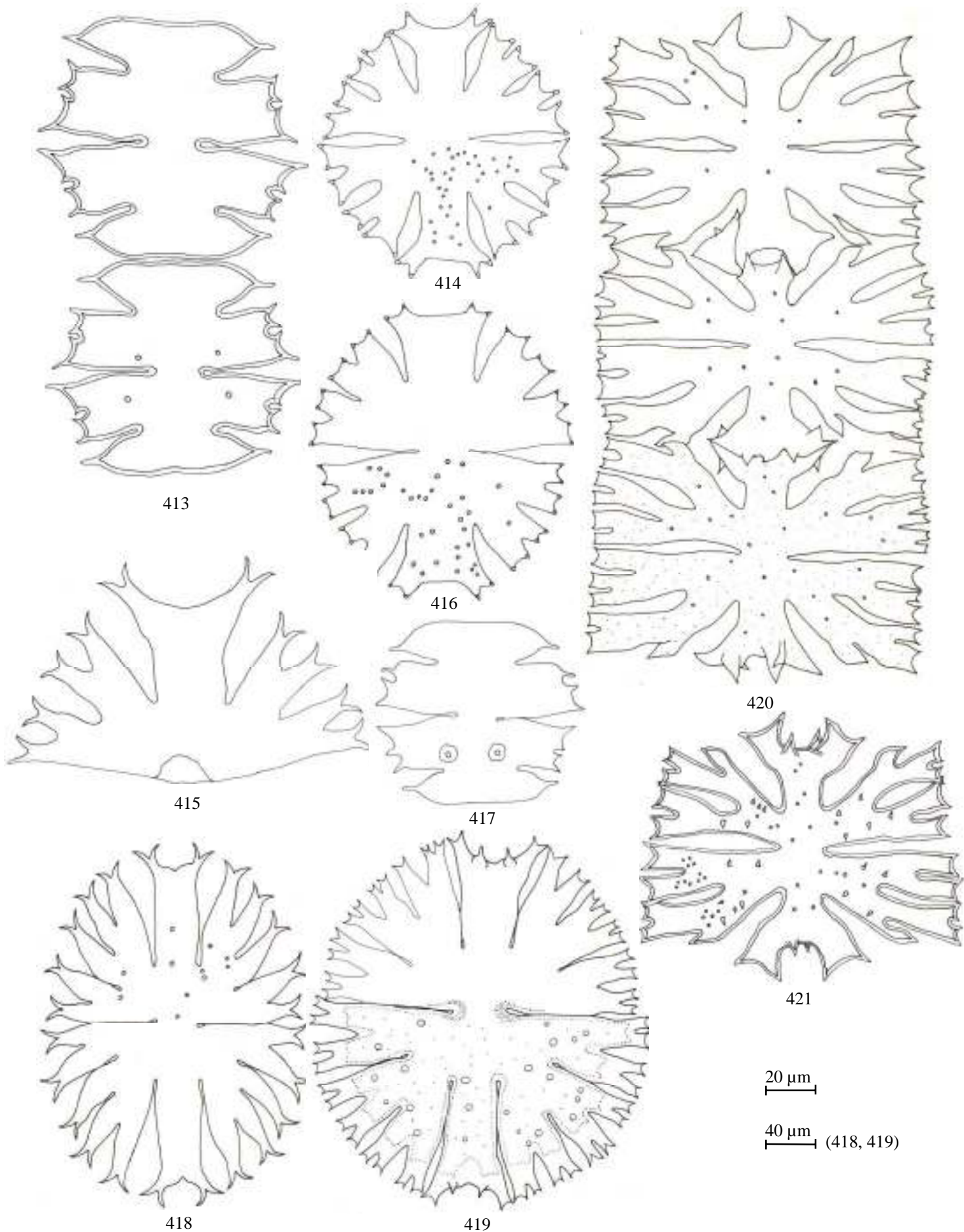
411

20 μm

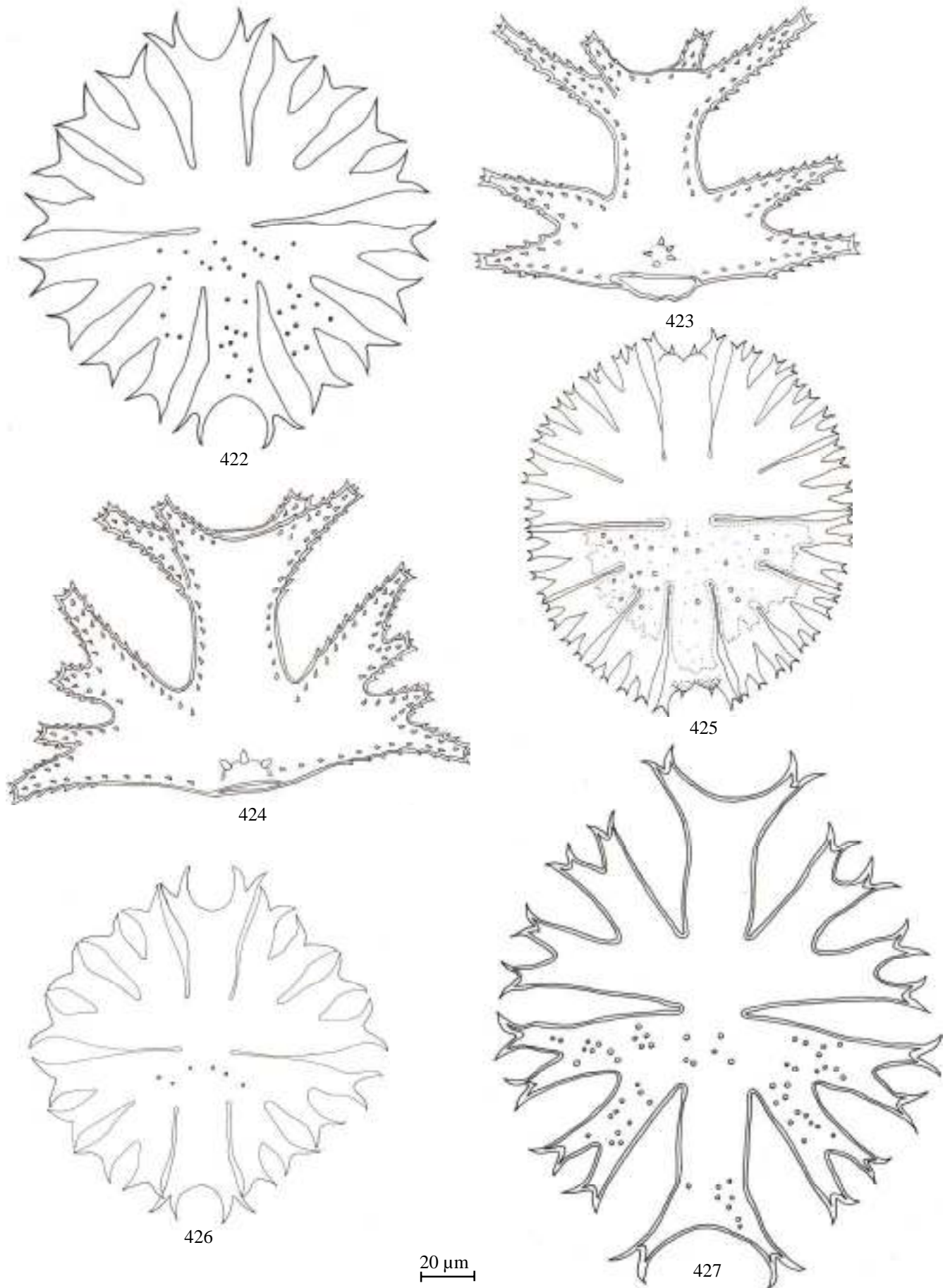
40 μm (411, 412)

408. *Micrasterias alata* Wallich ; 409. *M. americana* (Ehrenberg) Ralfs ; 410. *M. apiculata* (Ehrenberg) Meneghini ex Ralfs var. *apiculata* ; 411. *M. apiculata* var. *lacerata* Turner ; 412. *M. apiculata* var. *stuhlmannii* (Hyeronimus) Bourrelly

Chlorophyta

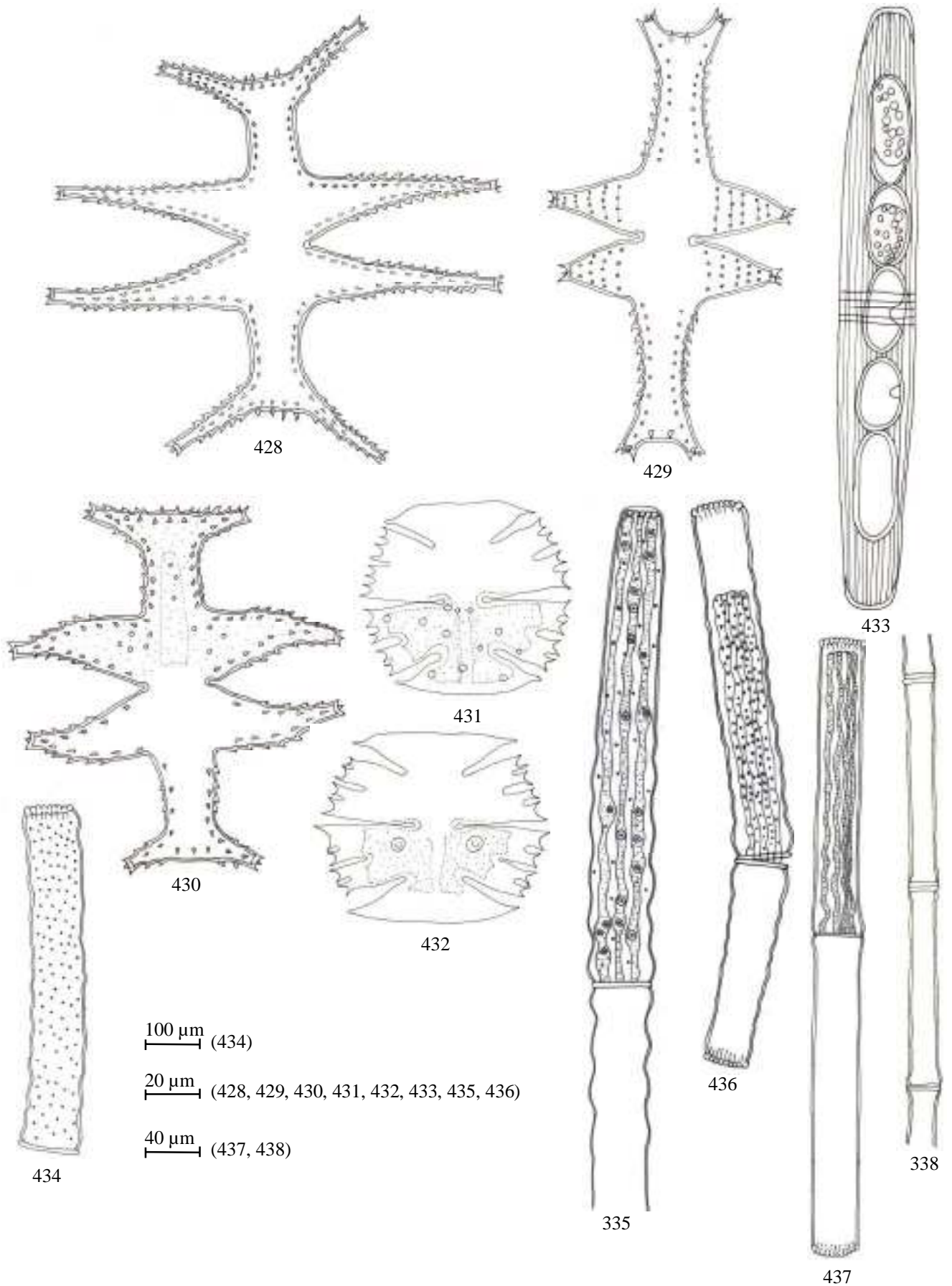


413. *M. ceylanica* Fritsch ; 414. *M. crux-melitensis* (Ehrenberg) Hassall var. *crux-melitensis* fo. *crux-melitensis* ; 415. *M. crux-melitensis* var. *crux-melitensis* fo. *evoluta* Turner ; 416. *M. crux-melitensis* var. *janeira* (Raciborski) Grönblad ; 417. *M. decemdentata* (Nägeli) Archer ; 418. *M. doveri* var. *africana* Bourrelly ; 419. *M. fimbriata* Ralfs ; 420. *M. foliacea* Bailey ex Ralfs var. *foliacea* ; 421. *M. foliacea* var. *ornata* Nordstedt



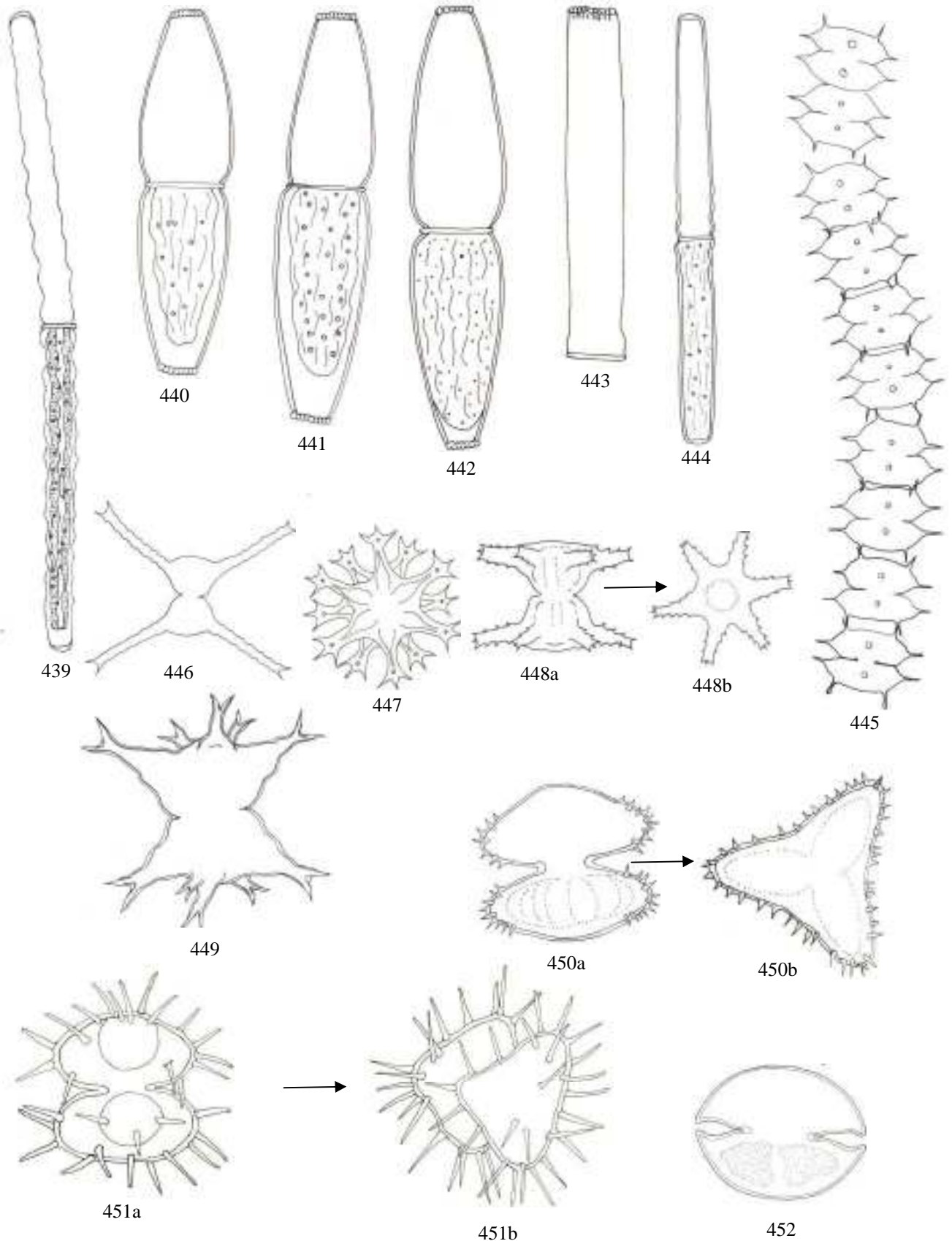
422. *M. furcata* C. Agardh ex Ralfs ; 423. *M. mahabuleshwariensis* Hobson var. *mahabuleshwariensis* ;
 424. *M. mahabuleshwariensis* var. *comperii* Couté et Rousselin ; 425. *M. papillifera* Brébisson ; 426. *M. radians*
 Turner var. *radians* ; 427. *M. radians* var. *brasiliensis* (Grönblad) Grönblad

Chlorophyta



428. *M. tropica* var. *elegans* W. et G.S. West ; 429. *M. tropica* var. *elongata* Schmidle ; 430. *M. tropica* var. *senegalensis* Nordstedt ; 431. *M. truncata* var. *pusilla* G.S. West ; 432. *M. truncata* var. *quadrata* Bulnher ; 433. *Penium spirostriolatum* Baker ; 434. *Pleurotaenium caldense* Nordstedt ; 435. *P. coronatum* (Brébisson) Rabenhorst ; 436. *P. coronatum* var. *fluctuatum* W. West ; 437. *P. cylindricum* var. *stuhlmannii* (Hyeronimus) Krieger ; 438. *P. ehrenbergii* var. *undulatum* Schaarschmidt

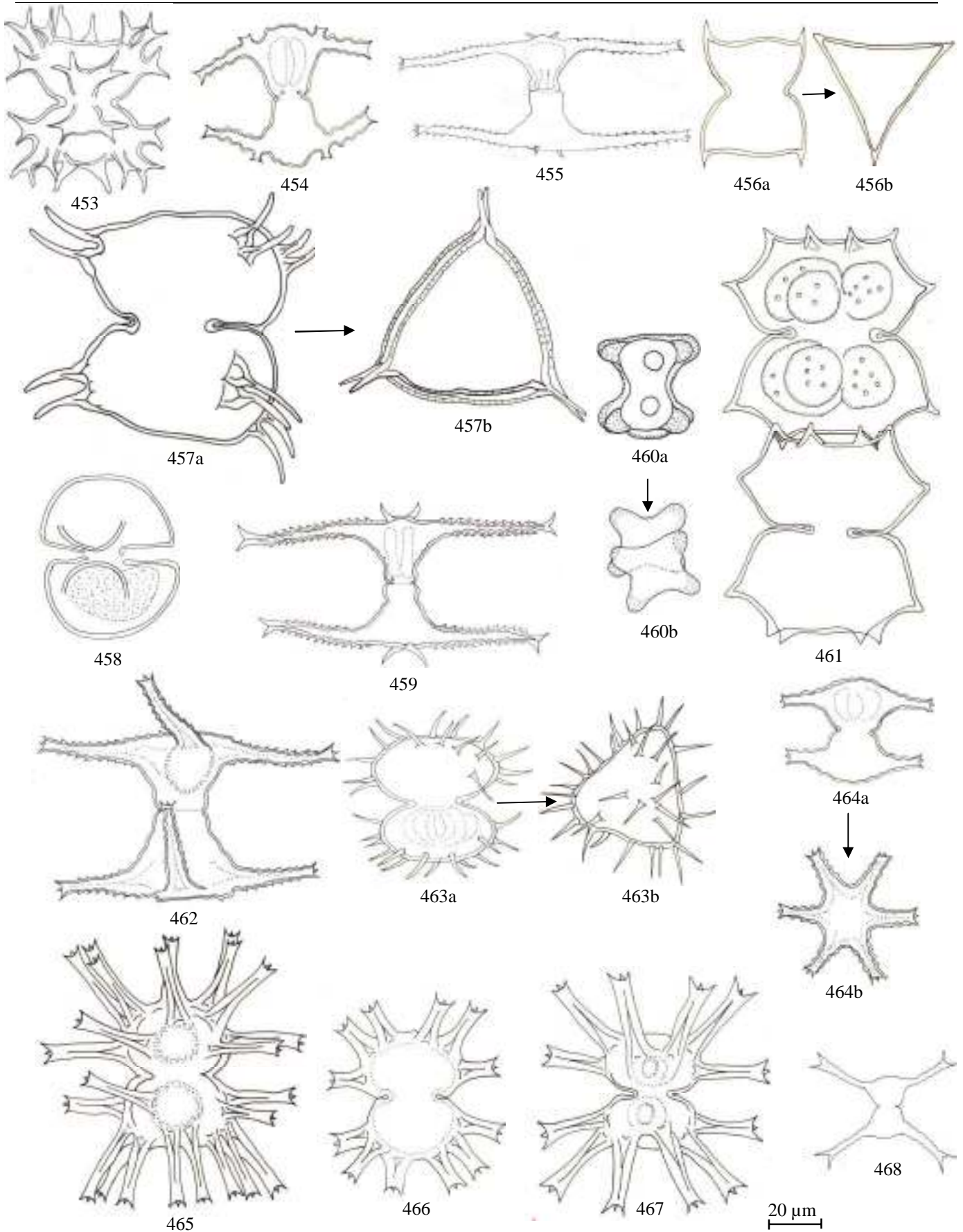
Chlorophyta



$\overline{20 \mu\text{m}}$ (445, 446, 447, 448 a et b, 449, 450 a et b, 451 a et b, 452)
 $\overline{40 \mu\text{m}}$ (439, 440, 441, 442, 443, 444)

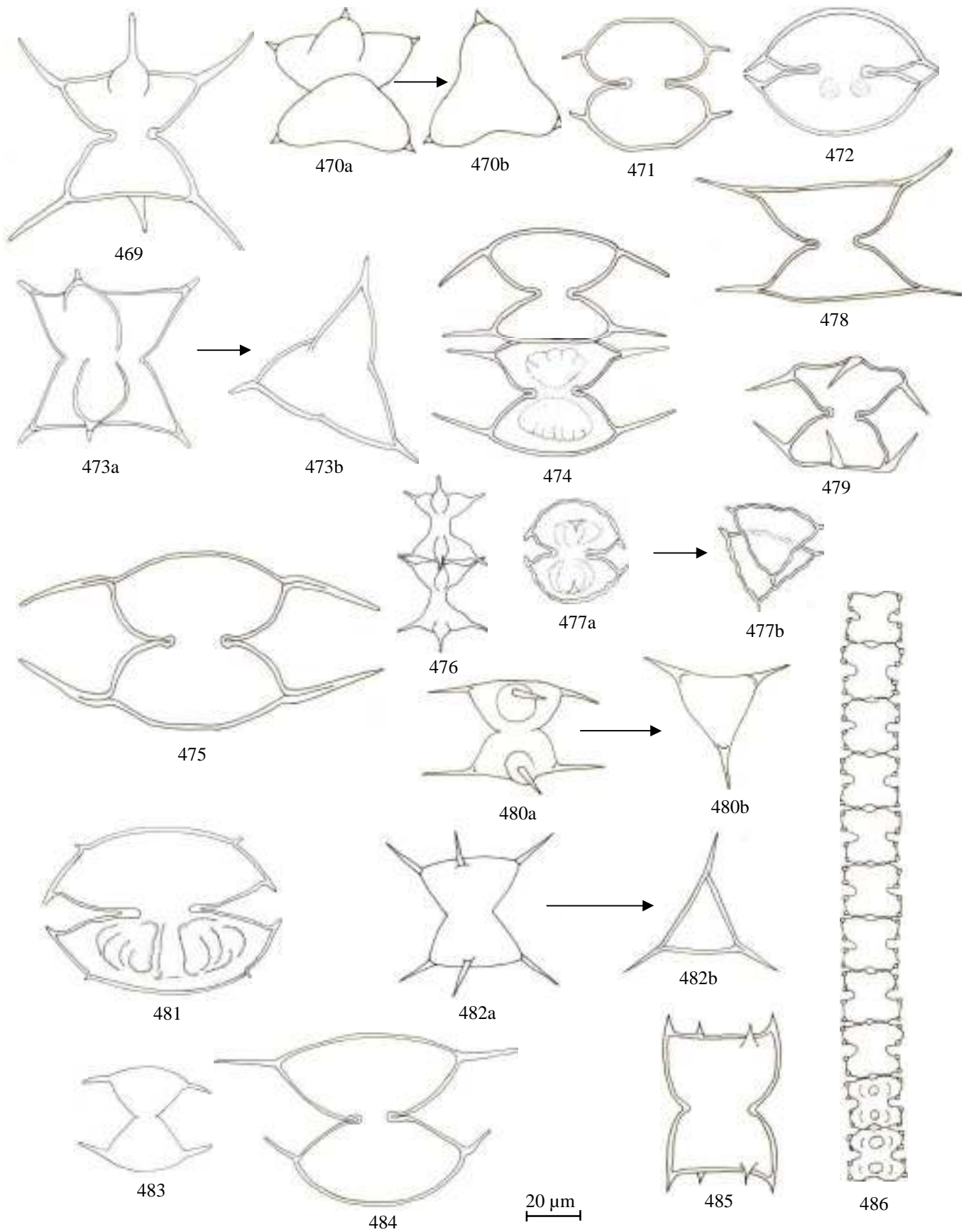
439. *P. eugeneum* (Turner) W. et G.S. West ; 440. *P. ovatum* Nordstedt var. *ovatum* ; 441. *P. ovatum* var. *truncatum* (Maskell) G.S. West ; 442. *P. ovatum* var. *tumidum* (Maskell) G.S. West ; 443. *P. subcoronulatum* (Turner) W. et G.S. West ; 444. *P. trabecula* var. *rectum* (Delponte) W. et G.S. West ; 445. *Sphaerosozma laeve* var. *macrocanthum* Grönblad ; 446. *Staurastrum americanum* (West et G.S. West) G.M. Smith ; 447. *Stauras. arctiscon* (Ehrenberg) Lundell ; 448. *Stauras. asterias* Nygaard ; 449. *Stauras. diacanthum* A. Lemaire ; 450. *Stauras. erasum* Brébisson ; 451. *Stauras. gladiosum* Turner ; 452. *Stauras. heimii* Bourrelly

Chlorophyta



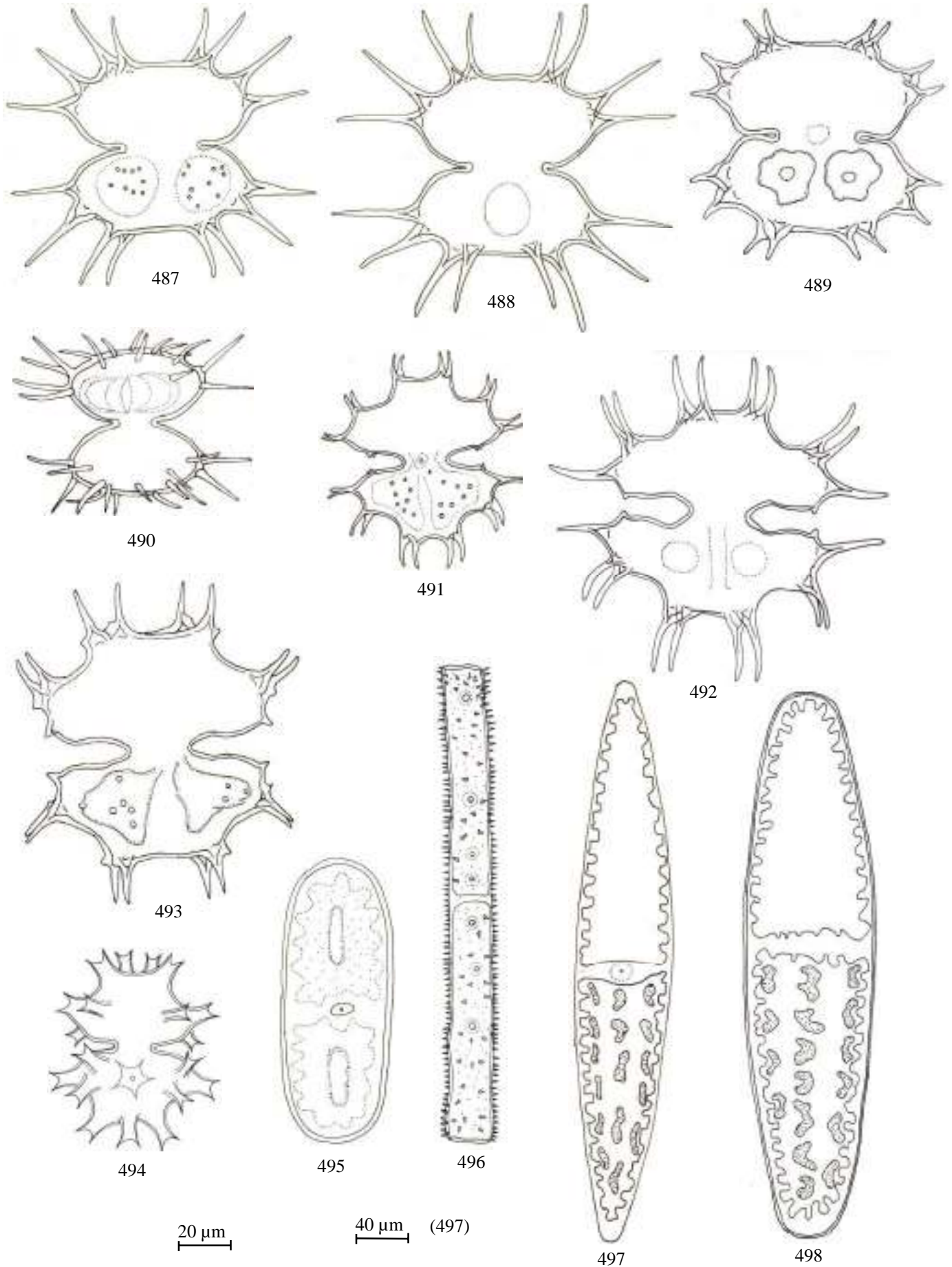
453. *Stauras. irregulare* var. *spinusum* Krieger et Bourrelly ; 454. *Stauras. javanicum* var. *apiculiferum* (Turner) Krieger ; 455. *Stauras. leptocladum* var. *cornutum* Wille ; 456. *Stauras. leptodermum* var. *ihapoe* (Schmidle) W. et G.S. West ; 457. *Stauras. longispinum* var. *bidentatum* (Wittrock) W. et G.S. West ; 458. *Stauras. orbiculare* var. *ralfsii* W. et G.S. West ; 459. *Stauras. pinnatum* var. *hydra* fo. *supernumerarium* Scott et Prescott ; 460. *Stauras. polymorphum* Brébisson ; 461. *Stauras. quadrangulare* Brébisson et Ralfs ; 462. *Stauras. sebaldi* var. *ornatum* fo. *elongate* Krieger et Bourrelly ; 463. *Stauras. setigerum* Cleve ; 464. *Stauras. sexacostatum* var. *productum* (W. West) G.S. West ; 465. *Stauras. tohopekaligense* Wolle var. *tohopekaligense* ; 466. *Stauras. tohopekaligense* var. *robustum* Wolle ; 467. *Stauras. tohopekaligense* var. *trifurcatum* W. et G.S. West ; 468. *Stauras. volans* W. et G.S. West

Chlorophyta



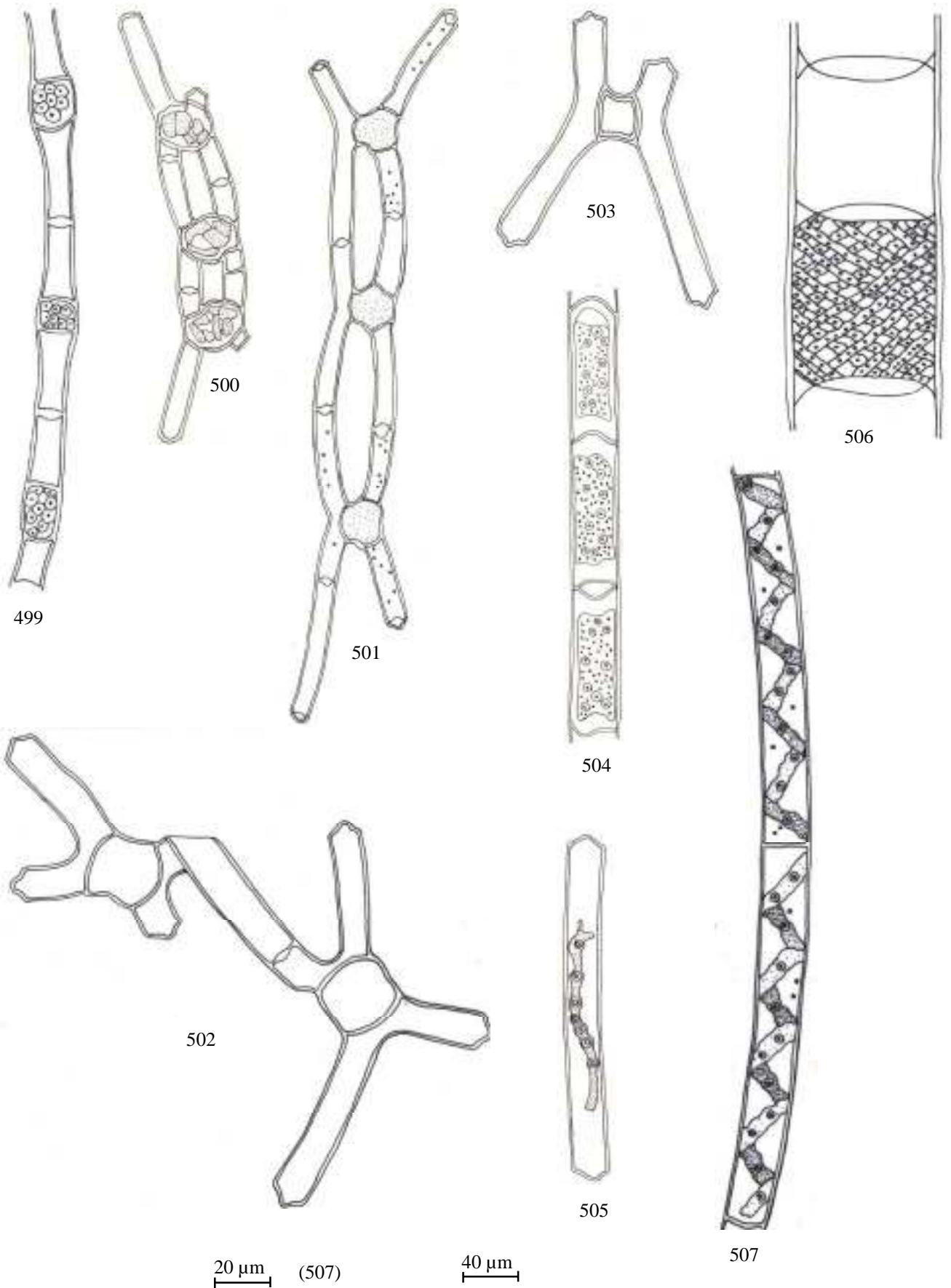
469. *Staurodesmus aristiferus* var. *protuberans* (West et G.S. West) Teiling ; 470. *Stauro. connatus* (Lundell) Thomasson ; 471. *Stauro. convergens* (Ehrenberg) Teiling var. *convergens* ; 472. *Stauro. convergens* var. *curtus* Turner ; 473. *Stauro. corniculatus* (Lundell) Teiling ; 474. *Stauro. crispus* Compère ; 475. *Stauro. curvatus* var. *latus* Scott et Prescott ; 476. *Stauro. cuspidatus* (Brébisson ex Ralfs) Teiling ; 477. *Stauro. dickiei* var. *circularis* (Turner) Croasdale ; 478. *Stauro. extensus* (Borge) Teiling ; 479. *Stauro. maximus* var. *maximus* fo. *triradiatus* Thomasson ; 480. *Stauro. megacanthus* (Lundell) Teiling ; 481. *Stauro. mucronulatus* Nordstedt ; 482. *Stauro. o'mearii* var. *minutus* West ; 483. *Stauro. triangularis* (Lagerheim) Teiling ; 484. *Stauro. validus* (West et G.S. West) Thomasson ; 485. *Stauro. wandae* (Raciborski) Bourrelly ; 486. *Teilingia granulata* (J. Roy et Bisset) Bourrelly

Chlorophyta



487. *Xanthidium antilopaeum* (Brébisson) Kützing ; 488. *X. brebissonii* Ralfs ; 489. *X. burkillii* W. et G.S. West ; 490. *X. cristatum* var. *uncinatum* fo. *polonicum* Gütwinski ; 491. *X. freemaniai* W. et G.S. West ; 492. *X. subtrilobum* W. et G.S. West var. *subtrilobum* ; 493. *X. subtrilobum* var. *inornatum* Skuja ; 494. *X. trilobum* Nordstedt ; 495. *Cylindrocystis brebissonii* De Bary ; 496. *Gonatozygon aculeatum* Hastings ; 497. *Netrium digitus* (Ehenberg ex Brébisson) Itzigsohn et Rothe var. *digitus* ; 498. *Netrium digitus* var. *naegelii* Krieger

Chlorophyta



499. *Mougeotia cylindrospora* Gauthier-Lièvre ; 500. *Mougeotia drouettii* Transeau ; 501. *Mougeotia floridana* Transeau ; 502. *Mougeotia laetevirens* (A. Braun) Wittrock ; 503. *Mougeotia opelousensis* Taft ; 504. *Mougeotia* sp.1 ; 505. *Mougeotia* sp.2 ; 506. *Spirogyra majuscula* Kützing ; 507. *Spirogyra varians* (Hassall) Kützing

Annexe 1 : Données physico-chimiques collectées au niveau des mares et du fleuve

Stations	Périodes	T°C	pH	Cond µS cm ⁻¹	tds	Turb NTU	Sal (mg l ⁻¹)	DO (mg l ⁻¹)	DBO5 (mg l ⁻¹)	NH ₄ ⁺ (mg l ⁻¹)	NO ₃ ⁻ (mg l ⁻¹)	Cl ⁻ (mg l ⁻¹)	Ca ²⁺ (mg l ⁻¹)
Albarkaizé	mai	35,96	7,57	85,46	42,73	235,65	0,02	6,48	5,93	10,88	1,14	3,96	10,06
	juin	29,15	7,08	76,67	38,33	669,99	0,01	8,90	4,43	0,95	23,18	5,52	13,12
	septembre	37,30	6,72	62,00	31,00	49,19	0,01	10,40	1,92	3,21	7,92	9,73	0,79
	décembre	31,50	6,32	72,15	36,07	8,16	0,05	6,15	3,57	5,19	1,97	8,94	8,43
Maïdounka	mai	33,72	6,68	196,22	98,11	669,99	0,02	4,38	2,01	0,46	2,44	19,16	33,37
	juin	28,14	6,17	198,40	99,20	400,89	0,00	3,86	0,76	1,26	35,07	7,59	29,83
	septembre	34,5	7,05	238	119,00	20,82	0,02	8,81	2,55	2,44	6,84	1,69	3,81
	décembre	32,80	6,94	240,90	120,45	104,14	0,02	6,60	4,65	7,29	4,85	10,98	5,87
Kouassi	mai	32,84	7,53	202,20	101,10	629,90	0,02	6,43	7,09	0,00	2,16	21,44	13,85
	juin	26,33	6,25	248,17	124,09	83,06	0,02	7,19	1,48	1,23	7,43	21,94	6,26
	septembre	32,70	7,10	128,50	64,25	4,88	0,02	12,76	6,24	4,54	4,61	3,30	8,89
	décembre	28,45	7,05	97,61	48,80	164,13	0,03	12,95	6,47	4,31	8,70	2,48	1,76
Boumba	mai	33,72	6,68	196,22	98,11	669,99	0,02	4,38	2,01	0,46	2,44	19,16	33,37
	juin	28,14	6,17	198,40	99,20	400,89	0,00	3,86	0,76	1,26	35,07	7,59	29,83
	septembre	34,5	7,05	238	119,00	20,82	0,00	8,81	2,55	2,44	6,84	1,69	3,81
	décembre	32,80	6,94	240,90	120,45	104,14	0,03	6,60	4,65	7,29	4,85	10,98	5,87
Saboula	mai	28,95	8,57	267,53	133,77	99,19	7,00	4,77	4,25	0,32	31,60	14,49	21,40
	juin	32,93	7,88	241,55	120,78	208,20	0,58	12,15	1,77	69,00	8,12	11,28	13,66
	septembre	38,00	7,69	294	147,00	7,58	0,13	12,84	6,52	4,68	3,43	3,52	8,90
	décembre	29,70	7,66	259,98	129,99	3,05	0,03	10,52	5,38	1,39	3,15	15,19	1,67
Koudjé	mai	27,53	8,58	272,61	136,31	356,66	2,79	2,91	3,07	1,45	135,70	80,57	5,77
	juin	33,69	6,45	241,12	120,56	350,96	1,72	8,98	3,17	5,34	96,06	48,66	5,93
	septembre	33,00	7,70	254,53	127,26	5,80	0,02	11,26	5,57	7,61	5,82	7,11	5,06
	décembre	30,10	7,49	254,48	127,24	4,51	0,02	9,06	4,96	5,03	3,34	18,71	3,31
Falmeý	mai	35,72	6,87	208,46	104,23	523,86	0,02	0,84	1,34	4,92	98,99	3,86	55,77
	juin	34,51	6,99	220,67	110,33	115,97	0,01	9,95	2,38	5,48	91,96	11,75	2,43
	septembre	32,00	7,60	81,50	40,75	12,88	0,03	8,80	4,69	3,68	4,08	1,26	1,56
	décembre	29,10	7,31	254,91	127,46	8,55	0,02	8,86	5,56	3,08	1,11	5,31	6,97
Bellandé	mai	34,26	5,35	106,64	53,32	365,99	0,02	1,21	6,14	3,55	1,33	2,86	26,83
	juin	31,70	6,06	140,30	70,15	24,36	0,05	10,97	3,99	4,76	1,86	1,64	5,15
	septembre	33,00	8,06	283,95	141,98	16,20	0,10	11,29	4,17	5,33	3,38	4,17	8,67
	décembre	29,00	8,60	268,59	134,30	27,18	0,03	11,29	5,98	6,33	7,05	5,78	7,51
Margou	mai	29,80	6,67	228,93	114,46	99,51	0,01	12,82	4,27	0,92	0,53	7,92	6,53
	juin	28,80	6,08	229,58	114,79	98,79	0,00	12,82	4,37	0,84	0,53	11,41	2,80
	septembre	30,60	6,85	163,86	81,93	63,46	0,02	6,46	2,90	2,25	5,56	3,10	4,73
	décembre	25,95	6,68	163,86	81,93	72,94	0,02	10,31	6,42	5,56	2,75	2,82	3,15
Niamey	mai	31,10	7,10	74,86	37,43	63,83	0,01	9,72	7,41	0,56	0,52	0,15	1,64
	juin	27,58	6,96	111,05	55,52	669,94	0,00	11,33	10,60	0,28	29,26	11,68	12,70
	septembre	29,16	7,15	60,12	30,06	687,35	0,00	12,83	5,86	1,50	2,67	1,78	2,59
	décembre	28,10	7,16	287,43	143,71	145,95	0,02	10,22	6,50	4,99	1,86	1,86	2,77

Annexe 2 : Distribution des micro-algues recensées au niveau des mares et du fleuve

Taxons	Stations									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Cyanophyta										
* <i>Anabaena affinis</i> Lemmermann	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Anabaena inaequalis</i> (Kützing) Bornet et Flahault	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Anabaena iyengari</i> Bharadwaj	-	-	+	-	+	-	-	-	-	+
* <i>Anabaena solitaria</i> var. <i>solitaria</i> fo. <i>smithii</i> Komárek	-	-	+	+	-	+	-	-	-	+
* <i>Anabaena sphaerica</i> Bornet et Flahault	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Anabaena spiroides</i> var. <i>crassa</i> Lemmermann	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Aphanocapsa elachista</i> var. <i>conferta</i> W. et G.S. West	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Aphanocapsa litoralis</i> Hansgirg	+	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Aphanocapsa sesciacensis</i> Frémy	+	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Calothrix braunii</i> Bornet	-	-	-	-	+	-	-	+	-	+
* <i>Chroococcus dispersus</i> (Keissler) Lemmermann var. <i>dispersus</i>	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Chroococcus dispersus</i> var. <i>minor</i> G.M. Smith	+	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Chroococcus giganteus</i> W. West	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Chroococcus limneticus</i> var. <i>elegans</i> G.M. Smith	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
<i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
* <i>Coelosphaerium kuetzingianum</i> Nägeli	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Cyanocystis olivacea</i> (Reinsch) Komárek et Anagnostidis	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Gloeotheca rupestris</i> (Lyngbye) Bornet	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Gloeotheca samoensis</i> Wille	-	-	+	+	-	+	-	-	-	-
* <i>Gloeotrichia echinulata</i> (J.E. Smith) Richter	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-
* <i>Gloeotrichia natans</i> Rabenhorst ex Bornet et Flahault	-	+	+	-	-	+	-	-	-	-
* <i>Gloeotrichia</i> sp.	-	+	+	+	-	+	-	-	-	+
* <i>Lyngbya birgei</i> Smith	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Lyngbya mollis</i> (Gomont) Compère	-	+	+	+	-	+	-	-	-	+
* <i>Lyngbya muralis</i> Kützing <i>Lyngbya putealis</i> Gomont	-	+	+	+	+	+	-	-	-	+
<i>Merismopedia glauca</i> (Ehrenberg) Nägeli	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Merismopedia punctata</i> Meyen	-	+	+	+	-	+	+	+	-	+
* <i>Microcystis aeruginosa</i> Kützing var. <i>aeruginosa</i>	+	+	+	+	-	+	-	-	-	-
* <i>Microcystis aeruginosa</i> var. <i>major</i> G.M. Smith	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Microcystis reinboldii</i> (Richter) Forti	-	+	+	+	+	+	-	+	-	+
* <i>Nodularia spumigena</i> var. <i>litorea</i> (Thuret) Bornet et Flahault	+	+	+	+	-	+	-	-	-	+
* <i>Nostoc kihlmani</i> Lemmermann	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+
* <i>Nostoc piscinale</i> Bornet et Flahault	+	+	+	+	-	+	-	-	-	-
* <i>Oscillatoria bornetii</i> (Zukal) Geitler	+	+	+	+	-	+	-	-	-	-
* <i>Oscillatoria princeps</i> var. <i>pseudo-limosa</i> Ghose	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Oscillatoria princeps</i> Vaucher var. <i>princeps</i>	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Oscillatoria tenuis</i> C.A. Agardh var. <i>tenuis</i>	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Oscillatoria tenuis</i> var. <i>tergestina</i> (Kützing) Rabenhorst	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Planktolynghya contorta</i> (Lemmermann) Anagnostidis et Komárek	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Planktothrix agardhii</i> (Gomont) Anagnostidis et Komárek	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Scytonema</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Spirulina nordstedtii</i> Gomont	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Spirulina princeps</i> W. et G.S. West	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Spirulina subsalsa</i> Oersted ex Gomont	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Woronichinia compacta</i> (Lemmermann) Komárek et Hindák	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Heterokontophyta										
* <i>Anomooneis sphaerophora</i> (Ehrenberg) Pfitzer var. <i>sphaerophora</i> fo. <i>sphaerophora</i>	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+

* <i>Anomoeoneis sphaerophora</i> var. <i>sphaerophora</i> fo. <i>sculpta</i> (Ehrenberg) Krammer	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Asterionella formosa</i> Hassall	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Craticula ambigua</i> (Ehrenberg) Mann	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Craticula cuspidata</i> (Kützing) Mann	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Diatoma tenue</i> C.A. Agardh	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Eunotia didyma</i> Grunow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Eunotia formica</i> var. <i>elongata</i> Grunow	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Eunotia garusica</i> Cholnoky	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Eunotia guyanensis</i> (Ehrenberg) De Toni	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Eunotia pectinalis</i> (Dyllwyn) Rabenhorst	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Fragilaria delicatissima</i> var. <i>angustissima</i> Grunow	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Fragilaria ulna</i> Lange-Bertalot	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Frustulia rhomboides</i> (Ehrenberg) De Toni	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gomphonema africanum</i> G.S. West	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gomphonema angustatum</i> var. <i>intermedium</i> Grunow	-	-	-	-	+	-	-	+	-	-
* <i>Gomphonema augur</i> var. <i>terris</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gomphonema constrictum</i> var. <i>capitata</i> (Ehrenberg) Van Heurck	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
<i>Gomphonema gracile</i> Ehrenberg var. <i>gracile</i>	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gomphonema gracile</i> var. <i>lanceolatum</i> (Kützing) Cleve	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gomphonema parvulum</i> var. <i>lagenula</i> (Kützing) Ehrenberg	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gomphonema</i> sp.	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Goniochloris contorta</i> (Bourrelly) Ettl	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Goniochloris fallax</i> Fott	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gyrosigma acuminatum</i> (Kützing) Rabenhorst	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gyrosigma sciotense</i> (Sullivan et Wormley) Cleve	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gyrosigma</i> sp. 2	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Gyrosigma</i> sp. 1	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Navicula hasta</i> Pantocsek	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Navicula mereschkowskii</i> O. Müller	+	-	-	+	-	-	-	-	+	-
* <i>Navicula perrotetii</i> (Grunow) Cleve	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Navicula ruttneri</i> var. <i>rostrata</i> Hustedt	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-
* <i>Neidium affine</i> (Ehrenberg) Pfitzer	+	-	+	-	-	-	-	+	+	-
* <i>Nitzschia bilobata</i> W. Smith	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Nitzschia linearis</i> (C. Agardh) W. Smith	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Ophiocytium capitatum</i> Wolle	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Pinnularia acrosphaeria</i> Brébisson	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Pinnularia biceps</i> var. <i>pusilla</i> Camburn et Charles	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Pinnularia gibba</i> var. <i>sancta</i> Grunow	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Pinnularia lata</i> (Brébisson) Smith	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Pinnularia maior</i> (Kützing) Rabenhorst	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-
* <i>Pinnularia microstauron</i> var. <i>brebissonii</i> (Kützing) Meyen	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pinnularia nobilis</i> Ehrenberg	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pinnularia nodosa</i> Ehrenberg	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Pinnularia tropica</i> Hustedt	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pinnularia undulata</i> Grégory	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+
<i>Pinnularia viridis</i> (Nitzsch) Ehrenberg	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Placoneis elginensis</i> var. <i>neglecta</i> (Krasske) Patrick	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-
* <i>Pseudodendromonas vlkii</i> (Vlk) Bourrelly	-	-	+	-	+	+	+	+	+	+
* <i>Pseudostaurastrum lobulatum</i> (Pascher) Fott	-	-	-	-	-	-	+	+	+	-
* <i>Pseudostaurastrum smithii</i> (Bourrelly) Fott	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Rhipidodendron huxleyi</i> Kent	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-

* <i>Sellaphora pupula</i> var. <i>bacillarioides</i> Grunow	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
<i>Stauroneis anceps</i> var. <i>anceps</i> fo. <i>anceps</i>	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Stauroneis anceps</i> var. <i>anceps</i> fo. <i>obtusa</i> Grunow	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Stauroneis legumen</i> (Ehrenberg) Kützing var. <i>legumen</i> fo. <i>obtusa</i> Grunow	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Stauroneis sphaenicenteron</i> (Nitzsch) Ehrenberg var. <i>sphaenicenteron</i> fo. <i>sphaenicenteron</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Stauroneis sphaenicenteron</i> var. <i>sphaenicenteron</i> fo. <i>capitata</i> Guermo	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Stenopterobia intermedia</i> Van Heurck	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Surirella capronii</i> Brébisson	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Surirella ovata</i> Kützing	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Surirella robusta</i> Ehrenberg	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Surirella tenera</i> Gregory										
* <i>Tetraedriella spinigera</i> Skuja	-	-	+	-	+	+	-	+	+	-
* <i>Tetraplektron acutum</i> (Pascher)										
* <i>Tetraplektron torsum</i> (Skuja) Dedusenko Ščegoleva	-	-	+	-	+	+	-	+	+	-
Dinophyta										
* <i>Glenodiniopsis steinii</i> Wołoszyńska	-	-	-	-	+	+	-	+	+	+
* <i>Gonyaulax apiculata</i> (Penard) Entz	-	-	-	+	+	+	-	-	+	-
* <i>Gymnodinium palustre</i> Schilling	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-
* <i>Gymnodinium splendens</i> Lebour	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-
* <i>Peridinium volzii</i> Lemmermann	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+
Euglenophyta										
* <i>Euglena allorgei</i> Deflandre	+	+	+	+	-	+	+	+	-	-
* <i>Euglena caudata</i> var. <i>minor</i> Deflandre	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Euglena chlamydophora</i> Mainx	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+
* <i>Euglena limnophila</i> Lemmermann	+	+	+	+	+	+	-	-	-	-
* <i>Euglena marssonii</i> var. <i>ovum</i> Lemmermann	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Euglena polymorpha</i> Dangeard	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euglena proxima</i> var. <i>piriformis</i> Dangeard	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euglena repulsans</i> Schiller ex Huber-Pestalozzi	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Euglena sociabilis</i> Dangeard	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euglena spirogyra</i> Ehrenberg	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euglena texta</i> var. <i>salina</i> (Fritsch) Popov	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Euglena tripteris</i> (Dujardin) Klebs	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Lepocinclis acus</i> (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. <i>acus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Lepocinclis acus</i> var. <i>rigida</i> Hübner	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Lepocinclis fusiformis</i> Lemmerman emend. Conrad	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Lepocinclis ovum</i> (Ehrenberg) Lemmermann	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Lepocinclis ovum</i> var. <i>bütschlii</i> (Lemmerman) Conrad	+	-	-	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Lepocinclis oxyuris</i> Marin et Melkonian var. <i>oxyuris</i> fo. <i>oxyuris</i>	+	+	+	+	-	-	+	+	-	-
* <i>Lepocinclis oxyuris</i> var. <i>oxyuris</i> fo. <i>charkowiensis</i> (Svirenko) Bourrelly	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Lepocinclis oxyuris</i> var. <i>oxyuris</i> fo. <i>minima</i> Bourrelly	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Lepocinclis pseudo-ovum</i> Conrad	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
* <i>Lepocinclis spirogyra</i> (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. <i>maxima</i> Prescott	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Lepocinclis steinii</i> Lemmerman	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Phacus acuminatus</i> Stokes	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Phacus anacoelus</i> Stokes	+	+	+	-	-	-	+	+	-	+

* <i>Phacus brevicaudatus</i> (Klebs) Lemmermann	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Phacus curvicauda</i> Svirenko	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Phacus ephippion</i> Pochmann	+	+	+	+	+	-	-	+	+	-
* <i>Phacus globosus</i> Pochmann	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Phacus heimii</i> Lefèvre	-	+	+	+	+	-	-	+	+	-
* <i>Phacus helicoides</i> Pochmann	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Phacus lefevrei</i> Bourrelly	+	+	-	+	+	+	-	+	+	-
* <i>Phacus longicauda</i> (Ehrenberg) Dujardin var. <i>longicauda</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	-	-
* <i>Phacus longicauda</i> var. <i>insecta</i> Koczwara	-	+	+	+	+	+	-	+	+	-
* <i>Phacus longicauda</i> var. <i>major</i> Svirenko	+	+	+	-	-	-	+	+	-	-
* <i>Phacus margaritatus</i> Pochmann	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
<i>Phacus orbicularis</i> Hübner	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
<i>Phacus platalea</i> Drezeplski	+	+	+	+	-	-	+	+	-	-
* <i>Phacus pleuronectes</i> var. <i>ungulatus</i> Tell et Zalocar de Domitrovic	+	+	+	+	+	-	-	+	+	-
* <i>Phacus ranula</i> var. <i>africana</i> Bourrelly	+	+	+	+	-	-	+	+	-	-
* <i>Phacus suecicus</i> var. <i>oidion</i> Pochmann	+	+	+	+	-	-	+	+	-	-
* <i>Phacus textus</i> Pochmann	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Phacus triqueter</i> (Ehrenberg) Dujardin	+	+	+	-	-	-	+	-	-	+
* <i>Phacus undulatus</i> (Skvortzov) Pochmann	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Strombomonas acuminata</i> var. <i>amphora</i> Playfair	+	+	-	-	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas confortii</i> Zalocar de Domitrovic	+	+	+	-	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas costata</i> Deflandre	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+
* <i>Strombomonas ensifera</i> (Daday) Deflandre var. <i>ensifera</i>	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas ensifera</i> var. <i>javanica</i> Huber-Pestalozzi	+	+	+	+	-	-	+	-	-	+
* <i>Strombomonas ferrazi</i> Alves-Da-Silva et C. Bicudo	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas fluviatilis</i> (Lemmermann) Deflandre var. <i>fluviatilis</i>	+	+	+	-	-	-	-	+	-	+
* <i>Strombomonas fluviatilis</i> var. <i>levis</i> (Lemmermann) Skvortzov	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas gibberosa</i> (Playfair) Deflandre var. <i>gibberosa</i>	+	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas gibberosa</i> var. <i>longicollis</i> Deflandre	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Strombomonas gibberosa</i> var. <i>major</i> Conforti	+	+	-	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Strombomonas lackeyi</i> (J.J. McCoy) G. E. Dillard	+	+	+	-	-	-	+	-	-	+
* <i>Strombomonas longicollis</i> (Playfair) Kiriakov	+	+	+	-	-	-	+	-	-	+
* <i>Strombomonas maxima</i> (Skvortzov) Deflandre	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Strombomonas morenensis</i> Balech et Dastugue	+	+	-	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Strombomonas napiformis</i> var. <i>brevicollis</i> Playfair	+	+	+	-	-	-	-	+	-	+
* <i>Strombomonas ovalis</i> (Playfair) Deflandre	+	+	+	-	-	-	-	+	-	-
* <i>Strombomonas praeliariis</i> (Palmer) Deflandre	+	+	+	-	-	-	-	+	-	-
* <i>Strombomonas scabra</i> (Playfair) Tell et Conforti	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Strombomonas schauinslandii</i> (Lemmermann) Deflandre	+	+	+	+	-	+	+	+	-	-
* <i>Strombomonas subcurvata</i> var. <i>africana</i> Bourrelly et Gayral	+	+	+	-	-	-	-	+	-	-
* <i>Strombomonas tellii</i> Zalocar de Domitrovic	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Strombomonas treubii</i> (Wołoszyńska) Deflandre	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Strombomonas urceolata</i> (Stokes) Deflandre	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-
* <i>Strombomonas verrucosa</i> (Daday) Deflandre var. <i>verrucosa</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Strombomonas verrucosa</i> var. <i>zmiewika</i> (Svirenko) Deflandre	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas abrupta</i> var. <i>arcuata</i> (Playfair) Deflandre	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Trachelomonas acanthophora</i> var. <i>minor</i> Balech et Dastugue	-	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Trachelomonas acanthophora</i> var. <i>speciosa</i> (Deflandre) Balech	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas amphoriformis</i> Osório-Tafall	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas angustispina</i> var. <i>elegans</i> Bourrelly	+	+	+	+	+	-	+	+	-	+

* <i>Trachelomonas armata</i> (Ehrenberg) Stein var. <i>armata</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+
* <i>Trachelomonas armata</i> var. <i>gordeivi</i> Skvortzov	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
* <i>Trachelomonas bernardinensis</i> W. Vischer	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas cervicula</i> Stokes	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas dustuguei</i> Balech	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas dubia</i> Svirenko emend. Deflandre	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas gracillima</i> Balech et Dastugue	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Trachelomonas hexangulata</i> (Svirenko) Playfair	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Trachelomonas kelloggii</i> var. <i>effigurata</i> Skvortzov	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Trachelomonas klebsii</i> (Deflandre) Stein emend. Deflandre	+	+	+	+	-	+	+	+	-	-
* <i>Trachelomonas megalacantha</i> da Cunha var. <i>megalacantha</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Trachelomonas megalacantha</i> var. <i>crenulatocollis</i> Bourrelly	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+
* <i>Trachelomonas mirabilis</i> Svirenko	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas molesta</i> Deflandre	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas naviculiformis</i> var. <i>bourrellyi</i> Huber-Pestalozzi	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas obtusa</i> var. <i>papillata</i> Drezepolski	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas planctonica</i> Svirenko	-	+	+	+	-	-	+	+	+	+
* <i>Trachelomonas scabra</i> var. <i>longicollis</i> Playfair	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Trachelomonas superba</i> Svirenko emend. Deflandre	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Trachelomonas sydneyensis</i> Playfair	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Chlorophyta										
<i>Actinastrum hantzschii</i> var. <i>fluviatile</i> Schröder	-	-	-	+	-	-	+	-	-	+
* <i>Actinotaenium capax</i> var. <i>minus</i> (Schmidle) Růžička et Pouzar ex Teiling	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Actinotaenium elongatum</i> (Raciborski) Teiling	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-
* <i>Actinotaenium turgidum</i> (Brébisson) Teiling	-	-	+	+	-	-	+	+	-	-
* <i>Ankistrodesmus bernardii</i> Komárek	-	+	+	+	-	-	-	+	-	-
* <i>Ankistrodesmus bibráianus</i> (Reinsch) Korshikov	-	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs	-	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Ankistrodesmus fusiformis</i> Corda	-	-	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Borodinella polytetras</i> Miller	+	-	+	-	-	-	-	+	-	-
* <i>Bulbochaete gigantea</i> Pringsheim	-	+	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Bulbochaete praereticulata</i> Jao	-	+	+	-	-	-	+	+	-	+
* <i>Chaetonemopsis pseudobulbochaete</i> Gauthier-Lièvre	-	-	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Closterium abruptum</i> var. <i>africanum</i> Fritsch et Rich	-	-	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Closterium acerosum</i> (Schrank) Ehrenberg var. <i>acerosum</i>	-	-	+	+	-	-	+	+	-	+
* <i>Closterium acerosum</i> var. <i>angolense</i> W. et G.S. West	-	-	+	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Closterium acutum</i> (Lyngbye) Brébisson	-	+	+	+	-	-	+	+	-	-
* <i>Closterium archerianum</i> Cleve	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium baillyanum</i> (Ralfs) Brébisson	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium closterioides</i> var. <i>intermedium</i> (Roy et Bisset) Růžička	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium cynthia</i> De Notaris	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium diana</i> Ehrenberg ex Ralfs var. <i>diana</i>	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Closterium diana</i> var. <i>arcuatum</i> (Brébisson) Rabenhorst	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium diana</i> var. <i>brevius</i> (Petkoff) Krieger	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Closterium ehrenbergii</i> Meneghini ex Ralfs	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Closterium gracile</i> (Brébisson) Ralfs	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Closterium intermedium</i> Ralfs	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Closterium kuetzingii</i> Brébisson var. <i>kuetzingii</i>	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium kuetzingii</i> var. <i>minus</i> Compère	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium lanceolatum</i> var. <i>parvulum</i> W. et G.S. West	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+

<i>Closterium leibleinii</i> Ralfs	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium lineatum</i> Ehrenberg ex Ralfs var. <i>lineatum</i>	-	-	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Closterium lineatum</i> var. <i>africanum</i> (Schmidle) Krieger	-	+	-	-	-	-	+	-	-	+
* <i>Closterium littorale</i> Gay	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium lunula</i> (Müller) Nitzsch var. <i>lunula</i>	-	-	-	-	-	-	+	-	-	+
* <i>Closterium lunula</i> var. <i>maximum</i> Borge	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Closterium moniliferum</i> var. <i>submoniliferum</i> (Woronichin) Krieger	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium nematodes</i> Joshua var. <i>nematodes</i>	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium nematodes</i> var. <i>tumidum</i> G.S. West	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium nordstedtii</i> Chodat	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Closterium parvulum</i> Nägeli	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Closterium praelongum</i> var. <i>brevius</i> Nordstedt	+	-	+	+	+	-	-	+	+	+
* <i>Closterium pseudolunula</i> Borge	-	-	+	+	-	-	-	+	+	-
* <i>Closterium ralfsii</i> var. <i>hybridum</i> fo. <i>procera</i> Irénée-Marie	+	-	+	+	+	+	-	+	+	-
* <i>Closterium rostratum</i> var. <i>extensum</i> Prescott	+	-	+	+	+	+	-	+	+	-
* <i>Closterium subfusiforme</i> Messikommer	+	-	+	+	-	-	+	-	+	-
* <i>Coelastrum astroideum</i> De Notaris	+	-	+	-	+	+	-	+	+	-
<i>Coelastrum cambricum</i> West	+	-	+	-	+	-	-	+	+	-
* <i>Coelastrum indicum</i> Turner	+	-	+	+	+	-	-	+	+	-
<i>Coelastrum microporum</i> Nägeli	+	-	+	+	+	+	-	+	+	-
* <i>Coenochloris pyrenoidosa</i> Korshikov	+	-	+	-	-	-	-	+	+	-
* <i>Coleochaete arundinacea</i> (Montagne) de Toni	+	-	+	-	+	-	+	+	+	+
* <i>Coleochaete pulvinata</i> A. Braun	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+
* <i>Coleochaete scutata</i> Brébisson	+	-	+	-	+	-	+	+	+	-
* <i>Coleochaete soluta</i> Pringsheim	+	-	+	-	+	-	-	+	+	+
* <i>Cosmarium amoenum</i> var. <i>mediolaeve</i> Nordstedt	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Cosmarium angulare</i> var. <i>canadense</i> Irénée-Marie	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Cosmarium baileyi</i> Wolle	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Cosmarium beatum</i> var. <i>beatum</i> fo. <i>achrondrum</i> Compère	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Cosmarium bicornis</i> Borge in Couté et Rousselin	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium binum</i> Nordstedt	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Cosmarium botrytis</i> var. <i>depressum</i> W. et G.S. West	+	-	+	+	+	-	+	+	+	-
* <i>Cosmarium braunii</i> Reinsch	-	-	+	-	+	-	+	-	+	-
* <i>Cosmarium canaliculatum</i> W. et G.S. West	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium circulare</i> Reinsch	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium connatum</i> Nordstedt	-	-	-	-	+	+	-	-	-	+
* <i>Cosmarium conspersum</i> var. <i>latum</i> (Brébisson) W. et G.S. West	+	+	-	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Cosmarium contractum</i> Kirchner	-	-	-	+	+	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium costatum</i> Nordstedt	-	-	-	+	-	+	-	-	-	+
* <i>Cosmarium crassipelle</i> var. <i>ornatum</i> E.A. Flint et D.B. Williamson	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium cymatopleurum</i> var. <i>archeri</i> (Roy et Bisset) W. et G.S. West	+	+	-	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Cosmarium dentiferum</i> Corda	-	-	+	+	+	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium elegantissimum</i> var. <i>subsimplex</i> Grönblad	-	-	-	+	+	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium formosulum</i> var. <i>hyperevolutum</i> Messikommer	-	-	-	+	+	+	-	-	-	+
* <i>Cosmarium granatum</i> Brébisson var. <i>granatum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium granatum</i> var. <i>concaevum</i> Largerheim	-	-	+	-	-	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium impressulum</i> Elfring	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium laeve</i> Rabenhorst	-	-	-	-	+	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium lundellii</i> Delponte	+	+	-	+	-	-	-	+	-	+

* <i>Cosmarium mamilliferum</i> var. <i>brasiliense</i> (Borge) Bourrelly et Couté	-	-	+	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Cosmarium manganense</i> W. et G.S. West	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium margaritatum</i> (Lundell) Roy et Bisset	+	+	-	+	-	-	-	+	-	+
* <i>Cosmarium monodii</i> Bourrelly	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Cosmarium obsoletum</i> (Hantzsch) Reinsch	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium obtusatum</i> var. <i>beanlandii</i> W. et G.S. West	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium orthostichum</i> Lundell	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium pachydermum</i> var. <i>aethiopicum</i> W. et G.S. West	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium phaseolus</i> var. <i>subbireme</i> Raciborski	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
* <i>Cosmarium pseudobroomei</i> Wolle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium pseudoconnatum</i> Nordstedt	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Cosmarium pseudopachydermum</i> Schmidle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium pseudopyramidatum</i> Lundell	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium quadrum</i> Lundell var. <i>quadrum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Cosmarium quadrum</i> var. <i>sublatum</i> (Nordstedt) W. et G.S. West	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium radiosum</i> Wolle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium rectangulum</i> Reinsch	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium retusifforme</i> var. <i>incrassatum</i> Gütwinski	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Cosmarium sexangulare</i> var. <i>minus</i> Roy et Bisset	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Cosmarium</i> sp. 1	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium speciosum</i> var. <i>biforme</i> Nordstedt	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Cosmarium stappersii</i> Evens	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium striolatum</i> (Nägeli) Archer	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium subauriculatum</i> var. <i>bogoriense</i> (Bernard) Bourrelly	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium subauriculatum</i> W. et G.S. West var. <i>subauriculatum</i>	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium subcucumis</i> Schmidle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium sublateriundatum</i> W. et G.S. West	+	+	+	-	+	+	+	+	+	-
* <i>Cosmarium subspeciosum</i> Nordstedt	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium subtumidum</i> Nordstedt	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Cosmarium taxichondrum</i> Lundell	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium trachypleurum</i> Lundell var. <i>trachypleurum</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium trachypleurum</i> var. <i>simplex</i> Couté et Rousselin	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
<i>Cosmarium umbilicatum</i> Lütkemüller	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium undulatum</i> var. <i>minutum</i> Wittrock	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Cosmarium venustum</i> var. <i>bimamillatum</i> Compère	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Crucigenia fenestrata</i> Schmidle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Crucigenia rectangularis</i> (Nägeli) Komárek	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirchner) W. et G.S. West	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Cylindrocystis brebissonii</i> De Bary <i>Gonatozygon aculeatum</i> Hastings	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Desmidium aptogonum</i> var. <i>acutus</i> Nordstedt	+	+	-	+	-	+	+	+	-	+
* <i>Desmidium aptogonum</i> var. <i>tetragonum</i> W. et G.S. West	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Desmidium grevillei</i> (Kützing) De Bary	+	+	+	+	-	+	+	+	-	-
* <i>Desmidium quadratum</i> Nordstedt	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-
* <i>Desmidium schwartzii</i> Agardh ex Ralfs	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Dimorphococcus lunatus</i> A. Braun	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Dimorphococcus</i> sp1.	+	+	-	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Dimorphococcus</i> sp2.	+	+	-	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Euastrum ansatum</i> Ehrenberg ex Ralfs var. <i>ansatum</i>	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+

* <i>Euastrum ansatum</i> var. <i>pyxidatum</i> Delponte	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Euastrum binale</i> (Turpin) Ehrenberg ex Ralfs var. <i>binale</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
* <i>Euastrum binale</i> var. <i>sectum</i> Turner	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
* <i>Euastrum didelta</i> (Turpin) Ralfs	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum divergens</i> var. <i>bourellyanum</i> Compère	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum divergens</i> var. <i>ornatum</i> fo. <i>dentatum</i> Couté et Tell	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum dubium</i> Nägeli var. <i>latum</i> Krieger	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum elegans</i> (Brébisson) Kützing	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum glaziovii</i> Borges	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum insigne</i> Hassall	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum platycerum</i> Reinsch	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum pseudopectinatum</i> Schmidle	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum sphyroides</i> Nordstedt	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum spinulosum</i> Deflandre var. <i>spinulosum</i> fo. <i>spinulosum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum spinulosum</i> var. <i>lindae</i> fo. <i>minor</i> Couté et Rousselin	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum subhypochondrium</i> Fritsch et Rich	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum substellatum</i> var. <i>bangladeshicum</i> Islam et Irfanullah	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum turneri</i> W. West	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum verrucosum</i> Ehrenberg var. <i>verrucosum</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Euastrum verrucosum</i> var. <i>reductum</i> Nordstedt	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Eudorina elegans</i> Ehrenberg	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Hyaloteca dissiliens</i> (J.E. Smith) Brébisson var. <i>dissiliens</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Hyaloteca dissiliens</i> var. <i>hians</i> Wolle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Micrasterias alata</i> Wallich	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias americana</i> (Ehrenberg) Ralfs	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias apiculata</i> (Ehrenberg) Meneghini ex Ralfs var. <i>apiculata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias apiculata</i> var. <i>lacerata</i> Turner	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias apiculata</i> var. <i>stuhmannii</i> (Hyeronimus) Bourrelly	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias ceylanica</i> Fritsch	-	+	+	-	-	-	-	-	+	-
* <i>Micrasterias crux-melitensis</i> (Ehrenberg) Hassall var. <i>crux-melitensis</i> fo. <i>crux-melitensis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias crux-melitensis</i> var. <i>crux-melitensis</i> fo. <i>evoluta</i> Turner	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias crux-melitensis</i> var. <i>janeira</i> (Raciborski) Grönblad	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias decemdentata</i> (Nägeli) Archer	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias doveri</i> var. <i>africana</i> Bourrelly	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias fimbriata</i> Ralfs	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias foliacea</i> Bailey ex Ralfs var. <i>foliacea</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias foliacea</i> var. <i>ornata</i> Nordstedt	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias furcata</i> C. Agardh ex Ralfs	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias mahabuleshwarensis</i> Hobson var. <i>mahabuleshwarensis</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias mahabuleshwarensis</i> var. <i>comperei</i> Couté et Rousselin	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias papillifera</i> Brébisson	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias radians</i> Turner var. <i>radians</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias radians</i> var. <i>brasiliensis</i> (Grönblad) Grönblad	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias tropica</i> var. <i>elegans</i> W. et G.S. West	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias tropica</i> var. <i>elongata</i> Schmidle	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

* <i>Micrasterias tropica</i> var. <i>senegalensis</i> Nordstedt	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias truncata</i> var. <i>pusilla</i> G.S. West	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Micrasterias truncata</i> var. <i>quadrata</i> Bulnher	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Mougeotia cylindrospora</i> Gauthier-Lièvre	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Mougeotia drouettii</i> Transeau	+	-	+	+	-	+	-	-	-	-
* <i>Mougeotia floridana</i> Transeau	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Mougeotia laetevirens</i> (A. Braun) Wittrock	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Mougeotia opelousensis</i> Taft	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Mougeotia</i> sp.1	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Mougeotia</i> sp.2	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Netrium digitus</i> (Ehenberg ex Brébisson) Itzigsohn et Rothe var. <i>digitus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Netrium digitus</i> var. <i>naegelii</i> Krieger	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Oedogonium acryosporum</i> Nordstedt et Hirn	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Oedogonium curtum</i> Wittrock et Lundell	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Oedogonium paulense</i> Nordstedt et Hirn	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Oedogonium reinschii</i> Roy	-	-	-	+	-	+	-	-	+	+
* <i>Oedogonium undulatum</i> (Brébisson) A. Braun in De Bary var. <i>undulatum</i>	-	+	-	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Oedogonium undulatum</i> var. <i>senegalense</i> (Nordstedt) Hirn	-	+	-	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Oocystis elliptica</i> W. West	+	-	+	+	-	-	-	+	+	+
<i>Oocystis parva</i> W. et G.S. West	-	-	-	+	-	-	+	+	+	+
* <i>Oonephris obesa</i> (West) Fott	-	-	-	-	+	-	+	+	+	+
<i>Pandorina morum</i> (Müller) Bory	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pediastrum biradiatum</i> Meyen	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pediastrum boryanum</i> (Turpin) Meneghini	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pediastrum clathratum</i> (Schröder) Lemmermann	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pediastrum duplex</i> Meyen var. <i>duplex</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pediastrum duplex</i> var. <i>asperum</i> A. Braun	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pediastrum duplex</i> var. <i>punctatum</i> (Krieger) Parra	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pediastrum duplex</i> var. <i>rugulosum</i> Raciborski	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pediastrum obtusum</i> Lucks	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
<i>Pediastrum simplex</i> Meyen var. <i>simplex</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pediastrum simplex</i> var. <i>echinulatum</i> Wittrock	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Pediastrum tetras</i> (Ehrenberg) Ralfs var. <i>tetras</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Pediastrum tetras</i> var. <i>tetraodon</i> (Corda) Hansgirg	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Penium spirostriolatum</i> Baker	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium caldense</i> Nordstedt	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium coronatum</i> (Brébisson) Rabenhorst	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
* <i>Pleurotaenium coronatum</i> var. <i>fluctuatum</i> W. West	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium cylindricum</i> var. <i>stuhlmannii</i> (Hyeronimus) Krieger	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium ehrenbergii</i> var. <i>undulatum</i> Schaarschmidt	+	-	+	-	-	-	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium eugeneum</i> (Turner) W. et G.S. West	-	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium ovatum</i> Nordstedt var. <i>ovatum</i>	+	-	+	+	-	-	+	-	+	+
* <i>Pleurotaenium ovatum</i> var. <i>truncatum</i> (Maskell) G.S. West	+	-	+	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Pleurotaenium ovatum</i> var. <i>tumidum</i> (Maskell) G.S. West	+	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Pleurotaenium subcoronulatum</i> (Turner) W. et G.S. West	+	-	+	+	-	-	+	+	+	+
* <i>Pleurotaenium trabecula</i> var. <i>rectum</i> (Delponte) W. et G.S. West	+	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	-	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus acutus</i> Meyen	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Scenedesmus bicaudatus</i> Dedusenko	+	-	+	+	-	+	-	+	+	+

* <i>Scenedesmus denticulatus</i> var. <i>linearis</i> Hansgirg	+	-	+	+	-	-	+	+	+	+
* <i>Scenedesmus intermedius</i> Chodat	-	-	-	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus javanensis</i> Chodat	+	-	+	+	-	-	-	-	+	+
* <i>Scenedesmus magnus</i> Meyen	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Scenedesmus naegeli</i> Brébisson	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus obtusus</i> var. <i>obtusus</i> fo. <i>alternans</i> (Reinsch) Compère	-	-	-	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus obtusus</i> var. <i>obtusus</i> fo. <i>obtusus</i>	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus opoliensis</i> var. <i>mononensis</i> Chodat	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus pannonicus</i> Hortobágyi	+	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Scenedesmus perforatus</i> Lemmermann	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+
<i>Scenedesmus protuberans</i> Fritsch et Rich	-	-	-	+	-	+	-	+	-	+
* <i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turpin) Brébisson	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Scenedesmus smithii</i> Teiling	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Selenastrum bibraianum</i> Reinsch	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
* <i>Sorastrum americanum</i> (Bohlin) Schmidle	+	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Sorastrum spinulosum</i> Nägeli	+	-	-	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Sphaerosoma laeve</i> var. <i>macrocanthum</i> Grönblad	-	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Spirogyra majuscula</i> Kützing	+	-	+	+	-	-	-	+	+	+
* <i>Spirogyra varians</i> (Hassall) Kützing	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+
* <i>Staurastrum americanum</i> (West et G.S. West) G.M. Smith	+	-	+	-	-	-	-	+	+	+
* <i>Staurastrum arcticon</i> (Ehrenberg) Lundell	-	-	+	-	-	-	-	+	-	+
* <i>Staurastrum asterias</i> Nygaard	-	-	+	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Staurastrum diacanthum</i> A. Lemaire	+	-	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum erasum</i> Brébisson	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+
* <i>Staurastrum gladiusum</i> Turner	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum heimii</i> Bourrelly	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum irregulare</i> var. <i>spinosum</i> Krieger et Bourrelly	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum javanicum</i> var. <i>apiculiferum</i> (Turner) Krieger	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum leptocladum</i> var. <i>cornutum</i> Wille	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum leptodermum</i> var. <i>ihapoeae</i> (Schmidle) W. et G.S. West	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-
* <i>Staurastrum longispinum</i> var. <i>bidentatum</i> (Wittrock) W. et G.S. West	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum orbiculare</i> var. <i>ralfsii</i> W. et G.S. West	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum pinnatum</i> var. <i>hydra</i> fo. <i>supernumerarium</i> Scott et Prescott	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum polymorphum</i> Brébisson	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum quadrangulare</i> Brébisson et Ralfs	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum sebaldi</i> var. <i>ornatum</i> fo. <i>elongate</i> Krieger et Bourrelly	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum setigerum</i> Cleve	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum sexacostatum</i> var. <i>productum</i> (W. West) G.S. West	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum tohopekaligense</i> var. <i>robustum</i> Wolle	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Staurastrum tohopekaligense</i> var. <i>trifurcatum</i> W. et G.S. West	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum tohopekaligense</i> Wolle var. <i>tohopekaligense</i>	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Staurastrum volans</i> W. et G.S. West	-	+	-	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus aristiferus</i> var. <i>protuberans</i> (West et G.S. West) Teiling	-	+	-	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus connatus</i> (Lundell) Thomasson	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-
* <i>Stauroidesmus convergens</i> (Ehrenberg) Teiling var. <i>convergens</i>	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-
* <i>Stauroidesmus convergens</i> var. <i>curtus</i> Turner	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Stauroidesmus corniculatus</i> (Lundell) Teiling	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-

* <i>Stauroidesmus crispus</i> Compère	-	+	-	+	-	-	+	-	+	+
* <i>Stauroidesmus curvatus</i> var. <i>latus</i> Scott et Prescott	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-
* <i>Stauroidesmus cuspidatus</i> (Brébisson ex Ralfs) Teiling	+	+	+	-	-	-	+	-	+	+
* <i>Stauroidesmus dickiei</i> var. <i>circularis</i> (Turner) Croasdale	-	+	-	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus extensus</i> (Borge) Teiling	-	+	+	-	-	-	-	-	+	-
* <i>Stauroidesmus maximus</i> var. <i>maximus</i> fo. <i>triradiatus</i> Thomasson	-	+	-	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus megacanthus</i> (Lundell) Teiling	-	+	-	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus mucronulatus</i> Nordstedt	-	+	+	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus o'mearii</i> var. <i>minutus</i> West	-	+	-	+	-	-	-	-	+	-
* <i>Stauroidesmus triangularis</i> (Lagerheim) Teiling	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+
* <i>Stauroidesmus validus</i> (West et G.S. West) Thomasson	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-
* <i>Stauroidesmus wandae</i> (Raciborski) Bourrelly	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Stigeoclonium aestivale</i> (Hazen) Collins	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Teilingia granulata</i> (J. Roy et Bisset) Bourrelly	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
* <i>Tetradesmus wisconsinensis</i> var. <i>wisconsinensis</i> fo. <i>sibirica</i> (Printz) Fott et Komárek	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Tetrallantos lagerheimii</i> Teiling	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Uronema elongatum</i> Hodgetts	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Volvox aureus</i> Ehrenberg	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Volvox mononae</i> Smith	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Xanthidium antilopaeum</i> (Brébisson) Kützing	+	+	+	+	-	-	-	-	-	+
* <i>Xanthidium brebissonii</i> Ralfs	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Xanthidium burkillii</i> W. et G.S. West	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Xanthidium cristatum</i> var. <i>uncinatum</i> fo. <i>polonicum</i> Gütwinski	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
* <i>Xanthidium freemaniai</i> W. et G.S. West	+	+	+	+	-	+	+	-	+	+
* <i>Xanthidium subtrilobum</i> var. <i>inornatum</i> Skuja	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Xanthidium subtrilobum</i> W. et G.S. West var. <i>subtrilobum</i>	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
* <i>Xanthidium trilobum</i> Nordstedt	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
Cyanophyta	12	24	34	26	8	27	4	16	3	33
Heterokontophyta	47	3	43	15	38	36	37	40	40	42
Dinophyta	0	0	1	3	5	4	0	3	4	2
Euglenophyta	88	90	88	80	37	58	69	83	50	64
Chlorophyta Desmidiaceae	170	164	163	182	93	145	121	164	179	194
Non Desmidiaceae	29	10	48	38	16	11	24	38	17	37

*Taxon nouveau pour le Niger ; en rouge, les taxons déjà observés au Niger

1. Albarkaizé ; 2. Maïdounka ; 3. Kouassi ; 4. Boumba ; 5. Saboula ; 6. Koudjé ; 7. Falmey ; 8. Bellandé ; 9. Margou ; 10. Niamey

Annexe 3 : Liste alphabétique des micro-algues citées

(Les chiffres entre parenthèses correspondent au numéro d'ordre du taxon et à la page où il a été ichonographié)

- Actinastrum hantzschii* var. *fluviatile* Schröder (Fig. 230, p. 13)
Actinotaenium capax var. *minus* (Schmidle) Růžička et Pouzar ex Teiling (Fig. 285, p. 15)
Actinotaenium elongatum (Raciborski) Teiling (Fig. 286, p. 15)
Actinotaenium turgidum (Brébisson) Teiling (Fig. 287, p. 15)
Anabaena affinis Lemmermann (Fig. 23 ; p. 2)
Anabaena inaequalis (Kützing) Bornet et Flahault (Fig. 24 ; p. 2)
Anabaena iyengari Bharadwaj (Fig. 25 ; p. 2)
Anabaena solitaria var. *solitaria* fo. *smithii* Komárek (Fig. 26 ; p. 2)
Anabaena sphaerica Bornet et Flahault (Fig. 27 ; p. 2)
Anabaena spiroides var. *crassa* Lemmermann (Fig. 28 ; p. 2)
Ankistrodesmus bernardii Komárek (Fig. 218, p. 12)
Ankistrodesmus bibraianus (Reinsch) Korshikov (Fig. 219, p. 12)
Ankistrodesmus falcatus (Corda) Ralfs (Fig. 220, p. 12)
- Ankistrodesmus fusiformis* Corda (Fig. 221, p. 12)
Anomoeoneis sphaerophora (Ehrenberg) Pfitzer var. *sphaerophora* fo. *sphaerophora* (Fig. 61, p. 5)
Anomoeoneis sphaerophora var. *sphaerophora* fo. *sculpta* (Ehrenberg) Krammer (Fig. 62, p. 5)
Aphanocapsa elachista var. *conferta* W. et G.S. West (Fig. 1 ; p. 1)
Aphanocapsa litoralis Hansgirg (Fig. 2 ; p. 1)
Aphanocapsa sesciacensis Frémy (Fig. 3 ; p. 1)
Asterionella formosa Hassall (Fig. 57 a et b, p. 4)
Borodinella polytetras Miller (Fig. 217, p. 12)
Bulbochaete gigantea Pringsheim (Fig. 277, p. 15)
Bulbochaete praereticulata Jao (Fig. 278, p. 15)
Calothrix braunii Bornet (Fig. 19 ; p. 2)
Chaetonemopsis pseudobulbochaete Gauthier-Lièvre (Fig. 276, p. 15)
Chroococcus dispersus (Keissler) Lemmermann var. *dispersus* (Fig. 4 ; p. 1)
Chroococcus dispersus var. *minor* G.M. Smith (Fig. 5 ; p. 1)
Chroococcus giganteus W. West (Fig. 6 ; p. 1)
Chroococcus limneticus var. *elegans* G.M. Smith (Fig. 7 ; p. 1)
Chroococcus turgidus (Kützing) Nägeli (Fig. 8 ; p. 1)
Closterium abruptum var. *africanum* Fritsch et Rich (Fig. 288, p. 16)
Closterium acerosum (Schrank) Ehrenberg var. *acerosum* (Fig. 289, p. 16)
Closterium acerosum var. *angolense* W. et G.S. West (Fig. 290, p. 16)
Closterium acutum (Lyngbye) Brébisson (Fig. 291, p. 16)
Closterium archerianum Cleve (Fig. 292, p. 16)
Closterium baillyanum (Ralfs) Brébisson (Fig. 293, p. 16)
Closterium closterioides var. *intermedium* (Roy et Bisset) Růžička (Fig. 294, p. 16)
Closterium cynthia De Notaris (Fig. 295, p. 16)
Closterium diana Ehrenberg ex Ralfs var. *diana* (Fig. 296, p. 16)
Closterium diana var. *arcuatum* (Brébisson) Rabenhorst (Fig. 297, p. 16)
Closterium diana var. *brevius* (Petkoff) Krieger (Fig. 298, p. 16)
Closterium ehrenbergii Meneghini ex Ralfs (Fig. 299, p. 16)
Closterium gracile (Brébisson) Ralfs (Fig. 300, p. 16)
Closterium intermedium Ralfs (Fig. 301, p. 16)
Closterium kuetzingii Brébisson var. *kuetzingii* (Fig. 302, p. 16)
Closterium kuetzingii var. *minus* Compère (Fig. 303, p. 16)
Closterium lanceolatum var. *parvulum* W. et G.S. West (Fig. 304, p. 16)
Closterium leibleinii Ralfs (Fig. 305, p. 17)
Closterium lineatum Ehrenberg ex Ralfs var. *lineatum* (Fig. 306, p. 17)
Closterium lineatum var. *africanum* (Schmidle) Krieger (Fig. 307, p. 17)
Closterium littorale Gay (Fig. 308, p. 17)
Closterium lunula (Müller) Nitzsch var. *lunula* (Fig. 309, p. 17)

Closterium lunula var. *maximum* Borge (Fig. 310, p. 17)
Closterium moniliferum var. *submoniliferum* (Woronichin) Krieger (Fig. 311, p. 17)
Closterium nematodes Joshua var. *nematodes* (Fig. 312, p. 17)
Closterium nematodes var. *tumidum* G.S. West (Fig. 313, p. 17)
Closterium nordstedtii Chodat (Fig. 314, p. 17)
Closterium parvulum Nägeli (Fig. 315, p. 17)
Closterium praelongum var. *brevius* Nordstedt (Fig. 316, p. 17)
Closterium pseudolunula Borge (Fig. 317, p. 17)
Closterium ralfsii var. *hybridum* fo. *procera* Irénée-Marie (Fig. 318, p. 17)
Closterium rostratum var. *extensum* Prescott (Fig. 319, p. 17)
Closterium subfusiforme Messikommer (Fig. 320, p. 17)
Coelastrum astroideum De Notaris (Fig. 231, p. 13)
Coelastrum cambricum West (Fig. 232, p. 13)
Coelastrum indicum Turner (Fig. 233, p. 13)
Coelastrum microporum Nägeli (Fig. 234, p. 13)
Coelosphaerium kuetzingianum Nägeli (Fig. 9 ; p. 1)
Coenochloris pyrenoidosa Korshikov (Fig. 226, p. 12)
Coleochaete arundinacea (Montagne) de Toni (Fig. 271, p. 14)
Coleochaete pulvinata A. Braun (Fig. 272, p. 14)
Coleochaete scutata Brébisson (Fig. 273, p. 14)
Coleochaete soluta Pringsheim (Fig. 274, p. 14)
Cosmarium amoenum var. *mediolaeve* Nordstedt (Fig. 321, p. 18)
Cosmarium angulare var. *canadense* Irénée-Marie (Fig. 322, p. 18)
Cosmarium baileyi Wolle (Fig. 323, p. 18)
Cosmarium beatum var. *beatum* fo. *achrondrum* Compère (Fig. 324, p. 18)
Cosmarium bicornis Borge in Couté et Rousselin (Fig. 325, p. 18)
Cosmarium binum Nordstedt (Fig. 326, p. 18)
Cosmarium botrytis var. *depressum* W. et G.S. West (Fig. 327, p. 18)
Cosmarium braunii Reinsch (Fig. 328, p. 18)
Cosmarium canaliculatum W. et G.S. West (Fig. 329, p. 18)
Cosmarium circulare Reinsch (Fig. 330, p. 18)
Cosmarium connatum Nordstedt (Fig. 331, p. 18)
Cosmarium conspersum var. *latum* (Brébisson) W. et G.S. West (Fig. 332, p. 18)
Cosmarium contractum Kirchner (Fig. 333, p. 18)
Cosmarium costatum Nordstedt (Fig. 334, p. 18)
Cosmarium crassipelle var. *ornatum* E.A. Flint et D.B. Williamson (Fig. 335 a et b, p. 18)
Cosmarium cymatopleurum var. *archeri* (Roy et Bisset) W. et G.S. West (Fig. 336, p. 18)
Cosmarium dentiferum Corda (Fig. 337, p. 18)
Cosmarium elegantissimum var. *subsimplex* Grönblad (Fig. 338, p. 18)
Cosmarium formosulum var. *hyperevolutum* Messikommer (Fig. 339, p. 18)
Cosmarium granatum Brébisson var. *granatum* (Fig. 340, p. 18)
Cosmarium granatum var. *concauum* Largerheim (Fig. 341, p. 18)
Cosmarium impressulum Elfring (Fig. 342, p. 18)
Cosmarium laeve Rabenhorst (Fig. 343, p. 18)
Cosmarium lundellii Delponte (Fig. 344, p. 18)
Cosmarium mamilliferum var. *brasiliense* (Borge) Bourrelly et Couté (Fig. 345 a et b, p. 18)
Cosmarium manganense W. et G.S. West (Fig. 346, p. 18)
Cosmarium margaritatum (Lundell) Roy et Bisset (Fig. 347, p. 18)
Cosmarium monodii Bourrelly (Fig. 348, p. 18)
Cosmarium obsoletum (Hantzsch) Reinsch (Fig. 349, p. 19)
Cosmarium obtusatum var. *beanlandii* W. et G.S. West (Fig. 350, p. 19)
Cosmarium orthostichum Lundell (Fig. 351, p. 19)
Cosmarium pachydermum var. *aethiopicum* W. et G.S. West (Fig. 352, p. 19)
Cosmarium phaseolus var. *subbireme* Raciborski (Fig. 353, p. 19)

Cosmarium pseudobroomei Wolle (Fig. 354, p. 19)
Cosmarium pseudoconnatum Nordstedt (Fig. 355, p. 19)
Cosmarium pseudopachydermum Schmidle (Fig. 356, p. 19)
Cosmarium pseudopyramidatum Lundell (Fig. 357, p. 19)
Cosmarium quadrum Lundell var. *quadrum* (Fig. 358, p. 19)
Cosmarium quadrum var. *sublatum* (Nordstedt) W. et G.S. West (Fig. 359, p. 19)
Cosmarium radiosum Wolle (Fig. 360, p. 19)
Cosmarium rectangulum Reinsch (Fig. 361, p. 19)
Cosmarium retusifforme var. *incrassatum* Gütwinski (Fig. 362 a et b, p. 19)
Cosmarium sexangulare var. *minus* Roy et Bisset (Fig. 363, p. 19)
Cosmarium sp. 1 (Fig. 379, p. 19)
Cosmarium speciosum var. *biforme* Nordstedt (Fig. 364, p. 19)
Cosmarium stappersii Evens (Fig. 365, p. 19)
Cosmarium striolatum (Nägeli) Archer (Fig. 366, p. 19)
Cosmarium subauriculatum var. *bogoriense* (Bernard) Bourrelly (Fig. 368, p. 19)
Cosmarium subauriculatum W. et G.S. West var. *subauriculatum* (Fig. 367, p. 19)
Cosmarium subcucumis Schmidle (Fig. 369, p. 19)
Cosmarium sublateriundatum W. et G.S. West (Fig. 370, p. 19)
Cosmarium subspeciosum Nordstedt (Fig. 371, p. 19)
Cosmarium subtumidum Nordstedt (Fig. 372, p. 19)
Cosmarium taxichondrum Lundell (Fig. 373, p. 19)
Cosmarium trachypleurum Lundell var. *trachypleurum* (Fig. 374, p. 19)
Cosmarium trachypleurum var. *simplex* Couté et Rousselin (Fig. 375, p. 19)
Cosmarium umbilicatum Lütkemüller (Fig. 376, p. 19)
Cosmarium undulatum var. *minutum* Wittrock (Fig. 377, p. 19)
Cosmarium venustum var. *bimamillatum* Compère (Fig. 378, p. 19)
Craticula ambigua (Ehrenberg) Mann (Fig. 100, p. 6)
Craticula cuspidata (Kützing) Mann (Fig. 101, p. 6)
Crucigenia fenestrata Schmidle (Fig. 235, p. 13)
Crucigenia rectangularis (Nägeli) Komárek (Fig. 236, p. 13)
Crucigenia tetrapedia (Kirchner) W. et G.S. West (Fig. 237, p. 13)
Cyanocystis olivacea (Reinsch) Komárek et Anagnostidis (Fig. 18 ; p. 2)
Cylindrocystis brebissonii De Bary (Fig. 495, p. 29)
Desmidium aptogonum var. *acutus* Nordstedt (Fig. 380, p. 20)
Desmidium aptogonum var. *tetragonum* W. et G.S. West (Fig. 381, p. 20)
Desmidium grevillei (Kützing) De Bary (Fig. 382, p. 20)
Desmidium quadratum Nordstedt (Fig. 383, p. 20)
Desmidium schwartzii Agardh ex Ralfs (Fig. 384, p. 20)
Diatoma tenuis C.A. Agardh (Fig. 58, p. 5)
Dimorphococcus lunatus A. Braun (Fig. 227, p. 12)
Dimorphococcus sp1. (Fig. 228, p. 12)
Dimorphococcus sp2. (Fig. 229, p. 13)
Euastrum ansatum Ehrenberg ex Ralfs var. *ansatum* (Fig. 385, p. 21)
Euastrum ansatum var. *pyxidatum* Delponte (Fig. 386, p. 21)
Euastrum binale (Turpin) Ehrenberg ex Ralfs var. *binale* (Fig. 387, p. 21)
Euastrum binale var. *sectum* Turner (Fig. 388, p. 21)
Euastrum didelta (Turpin) Ralfs (Fig. 389, p. 21)
Euastrum divergens var. *bourrellyanum* Compère (Fig. 390, p. 21)
Euastrum divergens var. *ornatum* fo. *dentatum* Couté et Tell (Fig. 391, p. 21)
Euastrum dubium Nägeli var. *latum* Krieger (Fig. 392, p. 21)
Euastrum elegans (Brébisson) Kützing (Fig. 393, p. 21)
Euastrum glaziovii Borges (Fig. 394, p. 21)
Euastrum insigne Hassall (Fig. 395, p. 21)
Euastrum platycerum Reinsch (Fig. 396, p. 21)

Euastrum pseudopectinatum Schmidle (Fig. 397, p. 21)
Euastrum sphyroides Nordstedt (Fig. 398, p. 21)
Euastrum spinulosum Deflandre var. *spinulosum* fo. *spinulosum* (Fig. 399, p. 21)
Euastrum spinulosum var. *lindae* fo. *minor* Couté et Rousselin (Fig. 400, p. 21)
Euastrum subhypocondrum Fritsch et Rich (Fig. 401, p. 21)
Euastrum substellatum var. *bangladeshicum* Islam et Irfanullah (Fig. 402, p. 21)
Euastrum turneri W. West (Fig. 403, p. 21)
Euastrum verrucosum Ehrenberg var. *verrucosum* (Fig. 404, p. 21)
Euastrum verrucosum var. *reductum* Nordstedt (Fig. 405, p. 21)
Eudorina elegans Ehrenberg (Fig. 213, p. 12)
Euglena allorgei Deflandre (Fig. 118, p. 8)
Euglena caudata var. *minor* Deflandre (Fig. 119, p. 8)
Euglena chlamydophora Mainx (Fig. 120, p. 8)
Euglena limnophila Lemmermann (Fig. 121, p. 8)
Euglena marssonii var. *ovum* Lemmermann (Fig. 122, p. 8)
Euglena polymorpha Dangeard (Fig. 123, p. 8)
Euglena proxima var. *piriformis* Dangeard (Fig. 124, p. 8)
Euglena repulsans Schiller ex Huber-Pestalozzi (Fig. 125, p. 8)
Euglena sociabilis Dangeard (Fig. 126, p. 8)
Euglena spirogyra Ehrenberg (Fig. 127, p. 8)
Euglena texta var. *salina* (Fritsch) Popov (Fig. 128, p. 8)
Euglena tripteris (Dujardin) Klebs (Fig. 129, p. 8)
Eunotia didyma Grunow (Fig. 63, p. 5)
Eunotia formica var. *elongata* Grunow (Fig. 64, p. 5)
Eunotia garusica Cholnoky (Fig. 65, p. 5)
Eunotia guyanensis (Ehrenberg) De Toni (Fig. 66, p. 5)
Eunotia pectinalis (Dyllwyn) Rabenhorst (Fig. 67, p. 5)
Fragilaria delicatissima var. *angustissima* Grunow (Fig. 59, p. 5)
Fragilaria ulna Lange-Bertalot (Fig. 60, p. 5)
Frustulia rhomboides (Ehrenberg) De Toni (Fig. 68, p. 5)
Glenodiniopsis steinii Wołoszyńska (Fig. 116, p. 7)
Gloeothece rupestris (Lyngbye) Bornet (Fig. 10 ; p. 1)
Gloeothece samoensis Wille (Fig. 11 ; p. 1)
Gloeoetrichia echinulata (J.E. Smith) Richter (Fig. 20 ; p. 2)
Gloeoetrichia natans Rabenhorst ex Bornet et Flahault (Fig. 21 ; p. 2)
Gloeoetrichia sp. (Fig. 22 ; p. 2)
Gomphonema africanum G.S. West (Fig. 69, p. 5)
Gomphonema angustatum var. *intermedium* Grunow (Fig. 70, p. 5)
Gomphonema augur var. *terris* (Ehrenberg) Lange-Bertalot (Fig. 71, p. 5)
Gomphonema constrictum var. *capitata* (Ehrenberg) Van Heurck (Fig. 72, p. 5)
Gomphonema gracile Ehrenberg var. *gracile* (Fig. 73, p. 5)
Gomphonema gracile var. *lanceolatum* (Kützing) Cleve (Fig. 74, p. 5)
Gomphonema parvulum var. *lagenula* (Kützing) Ehrenberg (Fig. 75, p. 5)
Gomphonema sp. (Fig. 76, p. 5)
Gonatozygon aculeatum Hastings (Fig. 496, p. 29)
Goniochloris contorta (Bourrelly) Ettl (Fig. 49, p. 4)
Goniochloris fallax Fott (Fig. 50, p. 4)
Gonyaulax apiculata (Penard) Entz (Fig. 117, p. 7)
Gymnodinium palustre Schilling (Fig. 113, p. 7)
Gymnodinium splendens Lebour (Fig. 114, p. 7)
Gyrosigma acuminatum (Kützing) Rabenhorst (Fig. 77, p. 5)
Gyrosigma sciotense (Sullivan et Wormley) Cleve (Fig. 78, p. 5)
Gyrosigma sp. 2 (Fig. 80, p. 5)
Gyrosigma sp.1 (Fig. 79, p. 5)

Hyaloteca dissiliens (J.E. Smith) Brébisson var. *dissiliens* (Fig. 406, p. 21)
Hyaloteca dissiliens var. *hians* Wolle (Fig. 407, p. 21)
Lepocinclis acus (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. *acus* (Fig. 130, p. 8)
Lepocinclis acus var. *rigida* Hübner (Fig. 131, p. 8)
Lepocinclis fusiformis Lemmerman emend. Conrad (Fig. 132, p. 8)
Lepocinclis ovum (Ehrenberg) Lemmermann (Fig. 133, p. 8)
Lepocinclis ovum var. *bütschlii* (Lemmerman) Conrad (Fig. 134, p. 8)
Lepocinclis oxyuris Marin et Melkonian var. *oxyuris* fo. *oxyuris* (Fig. 135, p. 8)
Lepocinclis oxyuris var. *oxyuris* fo. *charkowiensis* (Svirenko) Bourrelly (Fig. 136, p. 8)
Lepocinclis oxyuris var. *oxyuris* fo. *minima* Bourrelly (Fig. 137, p. 8)
Lepocinclis pseudo-ovum Conrad (Fig. 138, p. 8)
Lepocinclis spirogyra (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. *maxima* Prescott (Fig. 139, p. 8)
Lepocinclis steinii Lemmerman (Fig. 140, p. 8)
Lyngbya birgei Smith (Fig. 3 ; p. 32)
Lyngbya mollis (Gomont) Compère (Fig. 33 ; p. 3)
Lyngbya muralis Kützing (Fig. 34 ; p. 3)
Lyngbya putealis Gomont (Fig. 35 ; p. 3)
Merismopedia glauca (Ehrenberg) Nägeli (Fig. 12 ; p. 1)
Merismopedia punctata Meyen (Fig. 13 ; p. 1)
Micrasterias alata Wallich (Fig. 408, p. 22)
Micrasterias americana (Ehrenberg) Ralfs (Fig. 409, p. 22)
Micrasterias apiculata (Ehrenberg) Meneghini ex Ralfs var. *apiculata* (Fig. 410, p. 22)
Micrasterias apiculata var. *lacerata* Turner (Fig. 411, p. 22)
Micrasterias apiculata var. *stuhmannii* (Hyeronimus) Bourrelly (Fig. 412, p. 22)
Micrasterias ceylanica Fritsch (Fig. 413, p. 23)
Micrasterias crux-melitensis (Ehrenberg) Hassall var. *crux-melitensis* fo. *crux-melitensis* (Fig. 414, p. 23)
Micrasterias crux-melitensis var. *crux-melitensis* fo. *evoluta* Turner (Fig. 415, p. 23)
Micrasterias crux-melitensis var. *janeira* (Raciborski) Grönblad (Fig. 416, p. 23)
Micrasterias decemdentata (Nägeli) Archer (Fig. 417, p. 23)
Micrasterias doveri var. *africana* Bourrelly (Fig. 418, p. 23)
Micrasterias fimbriata Ralfs (Fig. 419, p. 23)
Micrasterias foliacea Bailey ex Ralfs var. *foliacea* (Fig. 420, p. 23)
Micrasterias foliacea var. *ornata* Nordstedt (Fig. 421, p. 23)
Micrasterias furcata C. Agardh ex Ralfs (Fig. 422, p. 24)
Micrasterias mahabuleshwarensis Hobson var. *mahabuleshwarensis* (Fig. 423, p. 24)
Micrasterias mahabuleshwarensis var. *comperei* Couté et Rousselin (Fig. 424, p. 24)
Micrasterias papillifera Brébisson (Fig. 425, p. 24)
Micrasterias radians Turner var. *radians* (Fig. 426, p. 24)
Micrasterias radians var. *brasiliensis* (Grönblad) Grönblad (Fig. 427, p. 24)
Micrasterias tropica var. *elegans* W. et G.S. West (Fig. 428, p. 25)
Micrasterias tropica var. *elongata* Schmidle (Fig. 429, p. 25)
Micrasterias tropica var. *senegalensis* Nordstedt (Fig. 430, p. 25)
Micrasterias truncata var. *pusilla* G.S. West (Fig. 431, p. 25)
Micrasterias truncata var. *quadrata* Bulnher (Fig. 432, p. 25)
Microcystis aeruginosa Kützing var. *aeruginosa* (Fig. 14 ; p. 1)
Microcystis aeruginosa var. *major* G.M. Smith (Fig. 15 ; p. 1)
Microcystis reinboldii (Richter) Forti (Fig. 16 ; p. 2)
Mougeotia cylindrospora Gauthier-Lièvre (Fig. 499, p. 30)
Mougeotia drouettii Transeau (Fig. 500, p. 30)
Mougeotia floridana Transeau (Fig. 501, p. 30)
Mougeotia laetevirens (A. Braun) Wittrock (Fig. 502, p. 30)
Mougeotia opelousensis Taft (Fig. 503, p. 30)
Mougeotia sp.1 (Fig. 504, p. 30)
Mougeotia sp.2 (Fig. 505, p. 30)

Navicula hasta Pantocsek (Fig. 81, p. 6)
Navicula mereschkowskii O. Müller (Fig. 82, p. 6)
Navicula perrottetii (Grunow) Cleve (Fig. 83, p. 6)
Navicula ruttneri var. *rostrata* Hustedt (Fig. 84, p. 6)
Neidium affine (Ehrenberg) Pfitzer (Fig. 85, p. 6)
Netrium digitus (Ehrenberg ex Brébisson) Itzigsohn et Rothe var. *digitus* (Fig. 497, p. 29)
Netrium digitus var. *naegelii* Krieger (Fig. 498, p. 29)
Nitzschia bilobata W. Smith (Fig. 98, p. 6)
Nitzschia linearis (C. Agardh) W. Smith (Fig. 99, p. 6)
Nodularia spumigena var. *litorea* (Thuret) Bornet et Flahault (Fig. 29 ; p. 2)
Nostoc kihlmani Lemmermann (Fig. 30 a, b ; p. 3)
Nostoc piscinale Bornet et Flahault (Fig. 31 ; p. 3)
Oedogonium acryosporum Nordstedt et Hirn (Fig. 279, p. 15)
Oedogonium curtum Wittrock et Lundell (Fig. 282, p. 15)
Oedogonium paulense Nordstedt et Hirn (Fig. 283, p. 15)
Oedogonium reinschii Roy (Fig. 284, p. 15)
Oedogonium undulatum (Brébisson) A. Braun in De Bary var. *undulatum* (Fig. 280, p. 15)
Oedogonium undulatum var. *senegalense* (Nordstedt) Hirn (Fig. 281, p. 15)
Oocystis elliptica W. West (Fig. 222, p. 12)
Oocystis parva W. et G.S. West (Fig. 223, p. 12)
Oonephris obesa (West) Fott (Fig. 224, p. 12)
Ophiocytium capitatum Wolle (Fig. 56, p. 4)
Oscillatoria bornetii (Zukal) Geitler (Fig. 36 ; p. 3)
Oscillatoria princeps var. *pseudo-limosa* Ghose (Fig. 38 ; p. 3)
Oscillatoria princeps Vaucher var. *princeps* (Fig. 37 ; p. 3)
Oscillatoria tenuis C.A. Agardh var. *tenuis* (Fig. 39 ; p. 3)
Oscillatoria tenuis var. *tergestina* (Kützing) Rabenhorst (Fig. 40 ; p. 3)
Pandorina morum (Müller) Bory (Fig. 214, p. 12)
Pediastrum biradiatum Meyen (Fig. 256, p. 13)
Pediastrum boryanum (Turpin) Meneghini (Fig. 257, p. 13)
Pediastrum clathratum (Schröder) Lemmermann (Fig. 258, p. 13)
Pediastrum duplex Meyen var. *duplex* (Fig. 259, p. 14)
Pediastrum duplex var. *asperum* A. Braun (Fig. 260, p. 14)
Pediastrum duplex var. *punctatum* (Krieger) Parra (Fig. 261, p. 14)
Pediastrum duplex var. *rugulosum* Raciborski (Fig. 262, p. 14)
Pediastrum obtusum Lucks (Fig. 263, p. 14)
Pediastrum simplex Meyen var. *simplex* (Fig. 264, p. 14)
Pediastrum simplex var. *echinulatum* Wittrock (Fig. 265, p. 14)
Pediastrum tetras (Ehrenberg) Ralfs var. *tetras* (Fig. 266, p. 14)
Pediastrum tetras var. *tetraodon* (Corda) Hansgirg (Fig. 267, p. 14) = *T. tetras* (Ehrenberg) Ralfs var. *tetras*
Penium spirostriolatum Baker (Fig. 433, p. 25)
Peridinium volzii Lemmermann (Fig. 115, p. 7)
Phacus acuminatus Stokes (Fig. 141, p. 8)
Phacus anacoelus Stokes (Fig. 142, p. 8)
Phacus brevicaudatus (Klebs) Lemmermann (Fig. 143, p. 9)
Phacus curvicauda Svirenko (Fig. 144, p. 9)
Phacus ephippion Pochmann (Fig. 145, p. 9)
Phacus globosus Pochmann (Fig. 146, p. 9)
Phacus heimii Lefèvre (Fig. 147, p. 9)
Phacus helicoides Pochmann (Fig. 148, p. 9)
Phacus lefevrei Bourrelly (Fig. 149, p. 9)
Phacus longicauda (Ehrenberg) Dujardin var. *longicauda* (Fig. 150, p. 9)
Phacus longicauda var. *insecta* Koczwara (Fig. 151, p. 9)
Phacus longicauda var. *major* Svirenko (Fig. 152, p. 9)

Phacus margaritatus Pochmann (Fig. 153, p. 9)
Phacus orbicularis Hübner (Fig. 154, p. 9)
Phacus platalea Drezepolski (Fig. 155, p. 9)
Phacus pleuronectes var. *ungulatus* Tell et Zalocar de Domitrovic (Fig. 156, p. 9)
Phacus ranula var. *africana* Bourrelly (Fig. 157, p. 9)
Phacus suecicus var. *oidion* Pochmann (Fig. 158, p. 9)
Phacus textus Pochmann (Fig. 159, p. 9)
Phacus triqueter (Ehrenberg) Dujardin (Fig. 160, p. 9)
Phacus undulatus (Skvortzov) Pochmann (Fig. 161, p. 9)
Pinnularia acrosphaeria Brébisson (Fig. 86, p. 6)
Pinnularia biceps var. *pusilla* Camburn et Charles (Fig. 87, p. 6)
Pinnularia gibba var. *sancta* Grunow (Fig. 88, p. 6)
Pinnularia lata (Brébisson) Smith (Fig. 89, p. 6)
Pinnularia maior (Kützing) Rabenhorst (Fig. 90, p. 6)
Pinnularia microstauron var. *brebissonii* (Kützing) Meyen (Fig. 91, p. 6)
Pinnularia nobilis Ehrenberg (Fig. 92, p. 6)
Pinnularia nodosa Ehrenberg (Fig. 93, p. 6)
Pinnularia tropica Hustedt (Fig. 94, p. 6)
Pinnularia undulata Grégory (Fig. 95, p. 6)
Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehrenberg (Fig. 96, p. 6)
Placoneis elginensis var. *neglecta* (Krasske) Patrick (Fig. 112, p. 6)
Planktolingbya contorta (Lemmermann) Anagnostidis et Komárek (Fig. 46 ; p. 3)
Planktothrix agardhii (Gomont) Anagnostidis et Komárek (Fig. 44 ; p. 3)
Pleurotaenium caldense Nordstedt (Fig. 434, p. 25)
Pleurotaenium coronatum (Brébisson) Rabenhorst (Fig. 436, p. 25)
Pleurotaenium coronatum var. *fluctuatum* W. West (Fig. 435, p. 25)
Pleurotaenium cylindricum var. *stuhlmannii* (Hyeronimus) Krieger (Fig. 437, p. 25)
Pleurotaenium ehrenbergii var. *undulatum* Schaarschmidt (Fig. 368, p. 25)
Pleurotaenium eugeneum (Turner) W. et G.S. West (Fig. 439, p. 26)
Pleurotaenium ovatum Nordstedt var. *ovatum* (Fig. 440, p. 26)
Pleurotaenium ovatum var. *truncatum* (Maskell) G.S. West (Fig. 441, p. 26)
Pleurotaenium ovatum var. *tumidum* (Maskell) G.S. West (Fig. 442, p. 26)
Pleurotaenium subcoronulatum (Turner) W. et G.S. West (Fig. 443, p. 26)
Pleurotaenium trabecula var. *rectum* (Delponte) W. et G.S. West (Fig. 444, p. 26)
Pseudodendromonas vlkii (Vlk) Bourrelly (Fig. 47, p. 4)
Pseudostaurastrum lobulatum (Pascher) Fott (Fig. 51, p. 4)
Pseudostaurastrum smithii (Bourrelly) Fott (Fig. 52, p. 4)
Rhipidodendron huxleyi Kent (Fig. 48, p. 4)
Scenedesmus acuminatus (Lagerheim) Chodat (Fig. 238, p. 13)
Scenedesmus acutus Meyen (Fig. 239, p. 13)
Scenedesmus bicaudatus Dedusenko (Fig. 240, p. 13)
Scenedesmus denticulatus var. *linearis* Hansgirg (Fig. 241, p. 13)
Scenedesmus intermedius Chodat (Fig. 242, p. 13)
Scenedesmus javanensis Chodat (Fig. 243, p. 13)
Scenedesmus magnus Meyen (Fig. 244, p. 13)
Scenedesmus naegelii Brébisson (Fig. 245, p. 13)
Scenedesmus obtusus var. *obtusus* fo. *alternans* (Reinsch) Compère (Fig. 247, p. 13)
Scenedesmus obtusus var. *obtusus* fo. *obtusus* (Fig. 246, p. 13)
Scenedesmus opoliensis var. *mononensis* Chodat (Fig. 248, p. 13)
Scenedesmus pannonicus Hortobágyi (Fig. 249, p. 13)
Scenedesmus perforatus Lemmermann (Fig. 250, p. 13)
Scenedesmus protuberans Fritsch et Rich (Fig. 251, p. 13)
Scenedesmus quadricauda (Turpin) Brébisson (Fig. 252, p. 13)
Scenedesmus smithii Teiling (Fig. 253, p. 13)

Scytonema sp. (Fig. 45 ; p. 3)
Selenastrum bibraianum Reinsch (Fig. 225, p. 12)
Sellaphora pupula var. *bacillarioides* Grunow (Fig. 97, p. 6)
Sorastrum americanum (Bohlin) Schmidle (Fig. 268, p. 14)
Sorastrum spinulosum Nägeli (Fig. 269, p. 14)
Sphaerosozma laeve var. *macrocanthum* Grönblad (Fig. 445, p. 26)
Spirogyra majuscula Kützing (Fig. 506, p. 30)
Spirogyra varians (Hassall) Kützing (Fig. 507, p. 30)
Spirulina nordstedtii Gomont (Fig. 41 ; p. 3)
Spirulina princeps W. et G.S. West (Fig. 42 ; p. 3)
Spirulina subsalsa Oersted ex Gomont (Fig. 43 ; p. 3)
Staurastrum americanum (West et G.S. West) G.M. Smith (Fig. 446, p. 26)
Staurastrum arcticon (Ehrenberg) Lundell (Fig. 447, p. 26)
Staurastrum asterias Nygaard (Fig. 448 a et b, p. 26)
Staurastrum diacanthum A. Lemaire (Fig. 449, p. 26)
Staurastrum erasum Brébisson (Fig. 450 a et b, p. 26)
Staurastrum gladiusum Turner (Fig. 451 a et b, p. 26)
Staurastrum heimii Bourrelly (Fig. 452, p. 26)
Staurastrum irregulare var. *spinosum* Krieger et Bourrelly (Fig. 453, p. 27)
Staurastrum javanicum var. *apiculiferum* (Turner) Krieger (Fig. 454, p. 27)
Staurastrum leptocladum var. *cornutum* Wille (Fig. 455, p. 27)
Staurastrum leptodermum var. *ihapoeae* (Schmidle) W. et G.S. West (Fig. 456 a et b, p. 27)
Staurastrum longispinum var. *bidentatum* (Wittrock) W. et G.S. West (Fig. 457 a et b, p. 27)
Staurastrum orbiculare var. *ralfsii* W. et G.S. West (Fig. 458, p. 27)
Staurastrum pinnatum var. *hydra* fo. *supernumerarium* Scott et Prescott (Fig. 459, p. 27)
Staurastrum polymorphum Brébisson (Fig. 460 a et b, p. 27)
Staurastrum quadrangulare Brébisson et Ralfs (Fig. 461, p. 27)
Staurastrum sebaldi var. *ornatum* fo. *elongate* Krieger et Bourrelly (Fig. 462, p. 27)
Staurastrum setigerum Cleve (Fig. 463 a et b, p. 27)
Staurastrum sexacostatum var. *productum* (W. West) G.S. West (Fig. 464 a et b, p. 27)
Staurastrum tohopekaligense var. *robustum* Wolle (Fig. 466, p. 27)
Staurastrum tohopekaligense var. *trifurcatum* W. et G.S. West (Fig. 467, p. 27)
Staurastrum tohopekaligense Wolle var. *tohopekaligense* (Fig. 465, p. 27)
Staurastrum volans W. et G.S. West (Fig. 468, p. 27)
Staurodesmus aristiferus var. *protuberans* (West et G.S. West) Teiling (Fig. 469 a et b, p. 28)
Staurodesmus connatus (Lundell) Thomasson (Fig. 470 a et b, p. 28)
Staurodesmus convergens (Ehrenberg) Teiling var. *convergens* (Fig. 471, p. 28)
Staurodesmus convergens var. *curtus* Turner (Fig. 472, p. 28)
Staurodesmus corniculatus (Lundell) Teiling (Fig. 473, p. 28)
Staurodesmus crispus Compère (Fig. 474, p. 28)
Staurodesmus curvatus var. *latus* Scott et Prescott (Fig. 475, p. 28)
Staurodesmus cuspidatus (Brébisson ex Ralfs) Teiling (Fig. 476, p. 28)
Staurodesmus dickiei var. *circularis* (Turner) Croasdale (Fig. 477 a et b, p. 28)
Staurodesmus extensus (Borge) Teiling (Fig. 478, p. 28)
Staurodesmus maximus var. *maximus* fo. *triradiatus* Thomasson (Fig. 479, p. 28)
Staurodesmus megacanthus (Lundell) Teiling (Fig. 480, p. 28)
Staurodesmus mucronulatus Nordstedt (Fig. 481, p. 28)
Staurodesmus o'mearii var. *minutus* West (Fig. 482 a et b, p. 28)
Staurodesmus triangularis (Lagerheim) Teiling (Fig. 483, p. 28)
Staurodesmus validus (West et G.S. West) Thomasson (Fig. 484, p. 28)
Staurodesmus wandae (Raciborski) Bourrelly (Fig. 485, p. 28)
Stauroneis anceps var. *anceps* fo. *anceps* (Fig. 102, p. 6)
Stauroneis anceps var. *anceps* fo. *obtusa* Grunow (Fig. 103, p. 6)
Stauroneis legumen (Ehrenberg) Kützing var. *legumen* fo. *obtusa* Grunow (Fig. 104, p. 6)

Stauroneis sphaeniceron (Nitzsch) Ehrenberg var. *sphaeniceron* fo. *sphaeniceron* (Fig. 105, p. 6)
Stauroneis sphaeniceron var. *sphaeniceron* fo. *capitata* Guermo (Fig. 106, p. 6)
Stenopterobia intermedia Van Heurck (Fig. 107, p. 6)
Stigeoclonium aestivale (Hazen) Collins (Fig. 275, p. 14)
Strombomonas acuminata var. *amphora* Playfair (Fig. 162, p. 10)
Strombomonas confortii Zalocar de Domitrovic (Fig. 163, p. 10)
Strombomonas costata Deflandre (Fig. 164, p. 10)
Strombomonas ensifera (Daday) Deflandre var. *ensifera* (Fig. 165, p. 10)
Strombomonas ensifera var. *javanica* Huber-Pestalozzi (Fig. 166, p. 10)
Strombomonas ferrazi Alves-Da-Silva et C. Bicudo (Fig. 167, p. 10)
Strombomonas fluviatilis (Lemmermann) Deflandre var. *fluviatilis* (Fig. 168, p. 10)
Strombomonas fluviatilis var. *levis* (Lemmermann) Skvortzov (Fig. 169, p. 10)
Strombomonas gibberosa (Playfair) Deflandre var. *gibberosa* (Fig. 170, p. 10)
Strombomonas gibberosa var. *longicollis* Deflandre (Fig. 171, p. 10)
Strombomonas gibberosa var. *major* Conforti (Fig. 172, p. 10)
Strombomonas lackeyi (J.J. McCoy) G. E. Dillard (Fig. 173, p. 10)
Strombomonas longicollis (Playfair) Kiriakov (Fig. 174, p. 10)
Strombomonas maxima (Skvortzov) Deflandre (Fig. 175, p. 10)
Strombomonas morenensis Balech et Dastugue (Fig. 176, p. 10)
Strombomonas napiformis var. *brevicollis* Playfair (Fig. 177, p. 10)
Strombomonas ovalis (Playfair) Deflandre (Fig. 178, p. 10)
Strombomonas praeliaria (Palmer) Deflandre (Fig. 179, p. 10)
Strombomonas scabra (Playfair) Tell et Conforti (Fig. 180, p. 10)
Strombomonas schauinslandii (Lemmermann) Deflandre (Fig. 181, p. 10)
Strombomonas subcurvata var. *africana* Bourrelly et Gayral (Fig. 182, p. 10)
Strombomonas tellii Zalocar de Domitrovic (Fig. 183, p. 10)
Strombomonas treubii (Wołoszyńska) Deflandre (Fig. 184, p. 10)
Strombomonas urceolata (Stokes) Deflandre (Fig. 185, p. 10)
Strombomonas verrucosa (Daday) Deflandre var. *verrucosa* (Fig. 186, p. 10)
Strombomonas verrucosa var. *zmiewika* (Svirenko) Deflandre (Fig. 187, p. 10)
Surirella capronii Brébisson (Fig. 108, p. 6)
Surirella ovata Kützing (Fig. 109, p. 6)
Surirella robusta Ehrenberg (Fig. 110, p. 6)
Surirella tenera Gregory (Fig. 111, p. 6)
Teilingia granulata (J. Roy et Bisset) Bourrelly (Fig. 486, p. 28)
Tetradesmus wisconsinensis var. *wisconsinensis* fo. *sibirica* (Printz) Fott et Komárek (Fig. 254, p. 13)
Tetraedriella spinigera Skuja (Fig. 53 a et b, p. 4)
Tetralantos lagerheimii Teiling (Fig. 255, p. 13)
Tetraplektron acutum (Pascher) Fott (Fig. 54, p. 4)
Tetraplektron torsum (Skuja) Dedusenko Ščegoleva (Fig. 55 a et b, p. 4)
Trachelomonas abrupta var. *arcuata* (Playfair) Deflandre (Fig. 188, p. 11)
Trachelomonas acanthophora var. *minor* Balech et Dastugue (Fig. 189, p. 11)
Trachelomonas acanthophora var. *speciosa* (Deflandre) Balech (Fig. 190, p. 11)
Trachelomonas amphoriformis Osório-Tafall (Fig. 191, p. 11)
Trachelomonas angustispina var. *elegans* Bourrelly (Fig. 192, p. 11)
Trachelomonas armata (Ehrenberg) Stein var. *armata* (Fig. 193, p. 11)
Trachelomonas armata var. *gordeivi* Skvortzov (Fig. 194, p. 11)
Trachelomonas bernardinensis W. Vischer (Fig. 195, p. 11)
Trachelomonas cervicula Stokes (Fig. 196, p. 11)
Trachelomonas dastuguei Balech (Fig. 197, p. 11)
Trachelomonas dubia Svirenko emend. Deflandre (Fig. 198, p. 11)
Trachelomonas gracillima Balech et Dastugue (Fig. 199, p. 11)
Trachelomonas hexangulata (Svirenko) Playfair (Fig. 200, p. 11)
Trachelomonas kelloggii var. *effigurata* Skvortzov (Fig. 201, p. 11)

Trachelomonas klebsii (Deflandre) Stein emend. Deflandre (Fig. 202, p. 11)
Trachelomonas megalacantha da Cunha var. *megalacantha* (Fig. 203, p. 11)
Trachelomonas megalacantha var. *crenulatocollis* Bourrelly (Fig. 204, p. 11)
Trachelomonas mirabilis Svirenko (Fig. 205, p. 11)
Trachelomonas molesta Deflandre (Fig. 206, p. 11)
Trachelomonas naviculiformis var. *bourrellyi* Huber-Pestalozzi (Fig. 207, p. 11)
Trachelomonas obtusa var. *papillata* Drezepolski (Fig. 208, p. 11)
Trachelomonas planctonica Svirenko (Fig. 209, p. 11)
Trachelomonas scabra var. *longicollis* Playfair (Fig. 210, p. 11)
Trachelomonas superba Svirenko emend. Deflandre (Fig. 211, p. 11)
Trachelomonas sydneyensis Playfair (Fig. 212, p. 11)
Uronema elongatum Hodgetts (Fig. 270, p. 14)
Volvox aureus Ehrenberg (Fig. 215, p. 12)
Volvox mononae Smith (Fig. 216, p. 12)
Woronichinia compacta (Lemmermann) Komárek et Hindák (Fig. 17 ; p. 2)
Xanthidium antilopaeum (Brébisson) Kützing (Fig. 487, p. 29)
Xanthidium brebissonii Ralfs (Fig. 488, p. 29)
Xanthidium burkillii W. et G.S. West (Fig. 489, p. 29)
Xanthidium cristatum var. *uncinatum* fo. *polonicum* Gütwinski (Fig. 490, p. 29)
Xanthidium freemaniai W. et G.S. West (Fig. 491, p. 29)
Xanthidium subtrilobum var. *inornatum* Skuja (Fig. 493, p. 29)
Xanthidium subtrilobum W. et G.S. West var. *subtrilobum* (Fig. 492, p. 29)
Xanthidium trilobum Nordstedt (Fig. 494, p. 29)

Annexe 4 : Liste alphabétique des macrophytes cités

Acacia albida Del. (Mimosaceae)
Acacia nilotica (L.) Willd. ex Del. (Mimosaceae)
Acacia raddiana Savi (Mimosaceae)
Acacia senegal (L.) Willd. (Mimosaceae)
Acacia tortilis (Forsk.) Hayne (Mimosaceae)
Acroceras amplexans Stapf. (Poaceae)
Aechynomene afraspera J. Léonard (Fabaceae)
Anogeissus leiocarpus (DC.) Guill. et Perr. (Combretaceae)
Balanites aegyptiaca (L.) Del. (Zygophyllaceae)
Borassus aethiopum Mart. (Arecaceae)
Cola laurifolia Mast. (Sterculiaceae)
Coldenia procumbens L. (Boraginaceae)
Commelina diffusa Burm. f. (Commelinaceae)
Cornulaca monacantha Del. (Chenopodiaceae)
Cymbopogon schoenanthus (L.) Spreng. (Poaceae)
Cynodon dactylon (L.) Pers. (Poaceae)
Cyperus maculatus Boeck. (Cyperaceae)
Echinochloa stagnina (Retz.) P. Beauv. (Poaceae)
Eichhornia crassipes (P. Beauv.) Solms-Laub (Pontederiaceae)
Eleocharis acutangula (Roxb.) Schult. (Cyperaceae)
Eragrostis atrovirens (Desv.) Trin. ex Steud. (Poaceae)
Ficus sycomorus L. var. *gnaphalocarpa* (Miq.) C. C. Berg (Moraceae)
Glinus oppositifolius L.A. DC. (Molluginaceae)
Hyphaene thebaïca (L.) Mart. (Arecaceae)
Hyphaene thebaïca (L.) Mart. (Arecaceae)
Imperata cylindrica L. (Poaceae)
Ipomoea aquatica Forsk. (Convolvulaceae)
Limnophila fluviatilis A. Chev. (Scrophulariaceae)
Malachra radiata L. (Malvaceae)
Melochia corchorifolia L. (Sterculiaceae)
Merremia hederacea (Burm. f.) Hallier f. (Convolvulaceae)
Mitragyna inermis (Willd.) O. Ktze. (Rubiaceae)
Nymphaea lotus L. (Nymphaeaceae)
Nymphaea micrantha Guill. et Perr.
Oryza longistaminata A. Chev. et Roehr. (Poaceae)
Ottelia ulvifolia (Planch.) Walp. (Hydrocharitaceae)
Panicum turgidum Forsk. (Poaceae)
Paspalum scrobiculatum L. (Poaceae)
Pistia stratiotes L. (Araceae)
Polygonum senegalense Meisn. (Polygonaceae).
Pycreus macrostachyos (Lam.) J. Raynal. (Cyperaceae)
Pycreus mundtii (Nees) Kunth (Cyperaceae)
Sacciolepis africana Hubb. et Snowden (Poaceae)
Tristicha trifaria (Bory ex Willd.) Sprengel (Podostemaceae)
Typha domingensis Pers. (Typhaceae)
Vetiveria nigritana (Benth.) Stapf (Poaceae)

Annexe 5 : Index systématique des micro-algues citées

Embranchements	Classes	Ordres	Familles	Genres	Espèces
Cyanophyta	Cyanophyceae	Chroococcales	Chroococaceae	<i>Aphanocapsa</i>	<i>Aphanocapsa elachista</i> var. <i>conferta</i> W. et G.S. West
					<i>Aphanocapsa litoralis</i> Hansgirg
					<i>Aphanocapsa sesciacensis</i> Frémy
				<i>Chroococcus</i>	<i>Chroococcus dispersus</i> (Keissler) Lemmermann var. <i>dispersus</i>
					<i>Chroococcus dispersus</i> var. <i>minor</i> G.M. Smith
					<i>Chroococcus giganteus</i> W. West
					<i>Chroococcus limneticus</i> var. <i>elegans</i> G.M. Smith
					<i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli
				<i>Coelosphaerium</i>	<i>Coelosphaerium kuetzingianum</i> Nägeli
				<i>Woronichinia</i>	<i>Woronichinia compacta</i> (Lemmermann) Komárek et Hindák
		<i>Gloeothece</i>	<i>Gloeothece rupestris</i> (Lyngbye) Bornet		
			<i>Gloeothece samoensis</i> Wille		
		<i>Merismopedia</i>	<i>Merismopedia glauca</i> (Ehrenberg) Nägeli		
			<i>Merismopedia punctata</i> Meyen		
		<i>Microcystis</i>	<i>Microcystis aeruginosa</i> Kützing var. <i>aeruginosa</i>		
			<i>Microcystis aeruginosa</i> var. <i>major</i> G.M. Smith		
			<i>Microcystis reinboldii</i> (Richter) Forti		
		Chamaesiphonales	Clastidiaceae	<i>Cyanocystis</i>	<i>Cyanocystis olivacea</i> (Reinsch) Komárek et Anagnostidis
Nostocales	Rivulariaceae	<i>Calothrix</i>	<i>Calothrix braunii</i> Bornet		
		<i>Gloeothece</i>	<i>Gloeothece echinulata</i> (J.E. Smith) Richter		
			<i>Gloeothece natans</i> Rabenhorst ex Bornet et Flahault		

			Noctocaceae	<i>Anabaena</i>	<i>Anabaena affinis</i> Lemmermann
					<i>Anabaena inaequalis</i> (Kützing) Bornet et Flahault
					<i>Anabaena iyengari</i> Bharadwaj
					<i>Anabaena solitaria</i> var. <i>solitaria</i> fo. <i>smithii</i> Komárek
					<i>Anabaena sphaerica</i> Bornet et Flahault
					<i>Anabaena spiroides</i> var. <i>crassa</i> Lemmermann
			Noctocaceae	<i>Nodularia</i>	<i>Nodularia spumigena</i> var. <i>litorea</i> (Thuret) Bornet et Flahault
			Noctocaceae	<i>Nostoc</i>	<i>Nostoc kihlmani</i> Lemmermann
					<i>Nostoc piscinale</i> Bornet et Flahault
			Oscillatoriaceae	<i>Lyngbya</i>	<i>Lyngbya birgei</i> Smith
					<i>Lyngbya mollis</i> (Gomont) Compère
					<i>Lyngbya muralis</i> Kützing
					<i>Lyngbya putealis</i> Gomont
				<i>Oscillatoria</i>	<i>Oscillatoria bornetii</i> (Zukal) Geitler
					<i>Oscillatoria princeps</i> Vaucher var. <i>princeps</i>
					<i>Oscillatoria princeps</i> var. <i>pseudo-limosa</i> Ghose
					<i>Oscillatoria tenuis</i> C.A. Agardh var. <i>tenuis</i>
					<i>Oscillatoria tenuis</i> var. <i>tergestina</i> (Kützing) Rabenhorst
				<i>Spirulina</i>	<i>Spirulina nordstedtii</i> Gomont
					<i>Spirulina princeps</i> W. et G.S. West
<i>Spirulina subsalsa</i> Oersted ex Gomont					
Phormidiaceae	<i>Planktothrix</i>	<i>Planktothrix agardhii</i> (Gomont) Anagnostidis et Komárek			
	<i>Planktolyngbya</i>	<i>Planktolyngbya contorta</i> (Lemmermann) Anagnostidis et Komárek			
Scytonemataceae	<i>Scytonema</i>	<i>Scytonema</i> sp.			

Heterokontophyta	Chrysophyceae	Derepyxidaceae	Isochrysidales	<i>Pseudodendromonas</i>	<i>Pseudodendromonas vlkii</i> (Vlk) Bourrelly		
				<i>Rhipidodendron</i>	<i>Rhipidodendron huxleyi</i> Kent		
	Xanthophyceae	Mischococcales	Pleurochloridaceae	<i>Goniochloris</i>	<i>Goniochloris contorta</i> (Bourrelly) Ettl <i>Goniochloris fallax</i> Fott		
				<i>Pseudostaurastrum</i>	<i>Pseudostaurastrum lobulatum</i> (Pascher) Fott <i>Pseudostaurastrum smithii</i> (Bourrelly) Fott		
				<i>Tetraedriella</i>	<i>Tetraedriella spinigera</i> Skuja		
				<i>Tetraplektron</i>	<i>Tetraplektron acutum</i> (Pascher) Fott		
					<i>Tetraplektron torsum</i> (Skuja) Dedusenko Ščegoleva		
				Sciadaceae	<i>Ophiocytium</i>	<i>Ophiocytium capitatum</i> Wolle	
			Bacillariophyceae	Diatomales	Diatomaceae	<i>Asterionella</i>	<i>Asterionella formosa</i> Hassall
						<i>Diatoma</i>	<i>Diatoma tenuis</i> C.A. Agardh
	<i>Fragilaria</i>	<i>Fragilaria delicatissima</i> var. <i>angustissima</i> Grunow					
		<i>Fragilaria ulna</i> Lange-Bertalot					
	Eunotiales	Eunotiaceae		<i>Anomoeoneis</i>	<i>Anomoeoneis sphaerophora</i> (Ehrenberg) Pfitzer var. <i>sphaerophora</i> fo. <i>sphaerophora</i> <i>Anomoeoneis sphaerophora</i> var. <i>sphaerophora</i> fo. <i>sculpta</i> (Ehrenberg) Krammer		
				<i>Eunotia</i>	<i>Eunotia didyma</i> Grunow		
					<i>Eunotia formica</i> var. <i>elongata</i> Grunow		
					<i>Eunotia garusica</i> Cholnoky		
					<i>Eunotia guyanensis</i> (Ehrenberg) De Toni		
<i>Eunotia pectinalis</i> (Dyllwyn) Rabenhorst							

				Frustulia	<i>Frustulia rhomboides</i> (Ehrenberg) De Toni
			Naviculaceae	Gomphonema	<i>Gomphonema africanum</i> G.S. West
					<i>Gomphonema angustatum</i> var. <i>intermedium</i> Grunow
					<i>Gomphonema augur</i> var. <i>terris</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot
					<i>Gomphonema constrictum</i> var. <i>capitata</i> (Ehrenberg) Van Heurck
					<i>Gomphonema gracile</i> Ehrenberg var. <i>gracile</i>
					<i>Gomphonema gracile</i> var. <i>lanceolatum</i> (Kützing) Cleve
					<i>Gomphonema parvulum</i> var. <i>lagenula</i> (Kützing) Ehrenberg
				<i>Gomphonema</i> sp.	
				Gyrosigma	<i>Gyrosigma acuminatum</i> (Kützing) Rabenhorst
					<i>Gyrosigma sciotense</i> (Sullivan et Wormley) Cleve
					<i>Gyrosigma</i> sp.1 <i>Gyrosigma</i> sp. 2
				Navicula	<i>Navicula hasta</i> Pantocsek
					<i>Navicula mereschkowskii</i> O. Müller
					<i>Navicula perrottetii</i> (Grunow) Cleve
			<i>Navicula ruttneri</i> var. <i>rostrata</i> Hustedt		
			Neidium	<i>Neidium affine</i> (Ehrenberg) Pfitzer	
			Pinnularia	<i>Pinnularia acrosphaeria</i> Brébisson	
				<i>Pinnularia biceps</i> var. <i>pusilla</i> Camburn et Charles	
				<i>Pinnularia gibba</i> var. <i>sancta</i> Grunow	
				<i>Pinnularia lata</i> (Brébisson) Smith	
				<i>Pinnularia maior</i> (Kützing) Rabenhorst	
				<i>Pinnularia microstauron</i> var. <i>brebissonii</i> (Kützing) Meyen	
				<i>Pinnularia nobilis</i> Ehrenberg	
				<i>Pinnularia nodosa</i> Ehrenberg	
				<i>Pinnularia tropica</i> Hustedt	
				<i>Pinnularia undulata</i> Grégory	
				<i>Pinnularia viridis</i> (Nitzsch) Ehrenberg	
			Sellaphora	<i>Sellaphora pupula</i> var. <i>bacillarioides</i> Grunow	
		Nitzschiaceae	Nitzschia	<i>Nitzschia bilobata</i> W. Smith	
				<i>Nitzschia linearis</i> (C. Agardh) W. Smith	

			Stauroneidaceae	<i>Craticula</i>	<i>Craticula ambigua</i> (Ehrenberg) Mann	
						<i>Craticula cuspidata</i> (Kützing) Mann
				<i>Stauroneis</i>		<i>Stauroneis anceps</i> var. <i>anceps</i> fo. <i>anceps</i>
						<i>Stauroneis anceps</i> var. <i>anceps</i> fo. <i>obtusa</i> Grunow
						<i>Stauroneis legumen</i> (Ehrenberg) Kützing var. <i>legumen</i> fo. <i>obtusa</i> Grunow
				<i>Stauroneis sphaeniceron</i> (Nitzsch) Ehrenberg var. <i>sphaeniceron</i> fo. <i>sphaeniceron</i>		
				<i>Stauroneis sphaeniceron</i> var. <i>sphaeniceron</i> fo. <i>capitata</i> Guermo		
			Surirellaceae	<i>Stenopterobia</i>	<i>Stenopterobia intermedia</i> Van Heurck	
				<i>Surirella</i>		<i>Surirella capronii</i> Brébisson
						<i>Surirella ovata</i> Kützing
	<i>Surirella robusta</i> Ehrenberg					
	<i>Surirella tenera</i> Gregory					
Cymbellales	Cymbellaceae	<i>Placoneis</i>	<i>Placoneis elginensis</i> var. <i>neglecta</i> (Krasske) Patrick			
Dinophyta	Dinophyceae	Peridinales	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium</i>	<i>Gymnodinium palustre</i> Schilling	
					<i>Gymnodinium splendens</i> Lebour	
			Peridiniaceae	<i>Peridinium</i>	<i>Peridinium volzii</i> Lemmermann	

			Glenodiniopsidaceae	<i>Glenodiniopsis</i>	<i>Glenodiniopsis steinii</i> Wołoszyńska
			Gonyaulacaceae	<i>Gonyaulax</i>	<i>Gonyaulax apiculata</i> (Penard) Entz
Euglenophyta	Euglenophyceae	Euglenales	Euglenaceae	<i>Euglena</i>	<i>Euglena allorgei</i> Deflandre
					<i>Euglena caudata</i> var. <i>minor</i> Deflandre
					<i>Euglena chlamydophora</i> Mainx
					<i>Euglena limnophila</i> Lemmermann
					<i>Euglena marssonii</i> var. <i>ovum</i> Lemmermann
					<i>Euglena polymorpha</i> Dangeard
					<i>Euglena proxima</i> var. <i>piriformis</i> Dangeard
					<i>Euglena repulsans</i> Schiller ex Huber-Pestalozzi
					<i>Euglena sociabilis</i> Dangeard
					<i>Euglena spirogyra</i> Ehrenberg
					<i>Euglena texta</i> var. <i>salina</i> (Fritsch) Popov
				<i>Euglena tripteris</i> (Dujardin) Klebs	
				<i>Lepocinclis</i>	<i>Lepocinclis acus</i> (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. <i>acus</i>
					<i>Lepocinclis acus</i> var. <i>rigida</i> Hübner
<i>Lepocinclis fusiformis</i> Lemmerman emend. Conrad					
<i>Lepocinclis ovum</i> (Ehrenberg) Lemmermann					
<i>Lepocinclis ovum</i> var. <i>bütschlii</i> (Lemmerman) Conrad					
<i>Lepocinclis oxyuris</i> Marin et Melkonian var. <i>oxyuris</i> fo. <i>oxyuris</i>					
<i>Lepocinclis oxyuris</i> var. <i>oxyuris</i> fo. <i>charkowiensis</i> (Svirenko) Bourrelly					
<i>Lepocinclis oxyuris</i> var. <i>oxyuris</i> fo. <i>minima</i> Bourrelly					

				<i>Lepocinclis pseudo-ovum</i> Conrad
				<i>Lepocinclis spirogyra</i> (Ehrenberg) Marin et Melkonian var. <i>maxima</i> Prescott
				<i>Lepocinclis steinii</i> Lemmerman
			<i>Phacus</i>	<i>Phacus acuminatus</i> Stokes
				<i>Phacus anacoelus</i> Stokes
				<i>Phacus brevicaudatus</i> (Klebs) Lemmermann
				<i>Phacus curvicauda</i> Svirenko
				<i>Phacus ephippion</i> Pochmann
				<i>Phacus globosus</i> Pochmann
				<i>Phacus heimii</i> Lefèvre <i>Phacus helicoides</i> Pochmann
				<i>Phacus lefevrei</i> Bourrelly
				<i>Phacus longicauda</i> (Ehrenberg) Dujardin var. <i>longicauda</i>
				<i>Phacus longicauda</i> var. <i>insecta</i> Koczwara
				<i>Phacus longicauda</i> var. <i>major</i> Svirenko
				<i>Phacus margaritatus</i> Pochmann
				<i>Phacus orbicularis</i> Hübner
				<i>Phacus platalea</i> Drezepolski
				<i>Phacus pleuronectes</i> var. <i>ungulatus</i> Tell et Zalocar de Domitrovic
				<i>Phacus ranula</i> var. <i>africana</i> Bourrelly
				<i>Phacus suecicus</i> var. <i>oidion</i> Pochmann
				<i>Phacus textus</i> Pochmann
				<i>Phacus triqueter</i> (Ehrenberg) Dujardin
				<i>Phacus undulatus</i> (Skvortzov) Pochmann
			<i>Strombomonas</i>	<i>Strombomonas acuminata</i> var. <i>amphora</i> Playfair
				<i>Strombomonas confortii</i> Zalocar de Domitrovic
				<i>Strombomonas costata</i> Deflandre
				<i>Strombomonas ensifera</i> (Daday) Deflandre var. <i>ensifera</i>
				<i>Strombomonas ensifera</i> var. <i>javanica</i> Huber-Pestalozzi
				<i>Strombomonas ferrazi</i> Alves-Da-Silva et C. Bicudo
				<i>Strombomonas fluviatilis</i> (Lemmermann) Deflandre var. <i>fluviatilis</i>
				<i>Strombomonas fluviatilis</i> var. <i>levis</i> (Lemmermann) Skvortzov
				<i>Strombomonas gibberosa</i> (Playfair) Deflandre var. <i>gibberosa</i>
				<i>Strombomonas gibberosa</i> var. <i>longicollis</i> Deflandre
				<i>Strombomonas gibberosa</i> var. <i>major</i> Conforti

				<i>Strombomonas lackeyi</i> (J.J. McCoy) G. E. Dillard
				<i>Strombomonas longicollis</i> (Playfair) Kiriakov
				<i>Strombomonas maxima</i> (Skvortzov) Deflandre
				<i>Strombomonas morenensis</i> Balech et Dastugue
				<i>Strombomonas napiformis</i> var. <i>brevicollis</i> Playfair
				<i>Strombomonas ovalis</i> (Playfair) Deflandre
				<i>Strombomonas praeliaris</i> (Palmer) Deflandre
				<i>Strombomonas scabra</i> (Playfair) Tell et Conforti
				<i>Strombomonas schauinslandii</i> (Lemmermann) Deflandre
				<i>Strombomonas subcurvata</i> var. <i>africana</i> Bourrelly et Gayral
				<i>Strombomonas tellii</i> Zalocar de Domitrovic
				<i>Strombomonas treubii</i> (Wołoszyńska) Deflandre
				<i>Strombomonas urceolata</i> (Stokes) Deflandre
				<i>Strombomonas verrucosa</i> (Daday) Deflandre var. <i>verrucosa</i>
				<i>Strombomonas verrucosa</i> var. <i>zmiewika</i> (Svirenko) Deflandre
			<i>Trachelomonas</i>	<i>Trachelomonas abrupta</i> var. <i>arcuata</i> (Playfair) Deflandre
				<i>Trachelomonas acanthophora</i> var. <i>minor</i> Balech et Dastugue
				<i>Trachelomonas acanthophora</i> var. <i>speciosa</i> (Deflandre) Balech
				<i>Trachelomonas amphoriformis</i> Osório-Tafall
				<i>Trachelomonas angustispina</i> var. <i>elegans</i> Bourrelly
				<i>Trachelomonas armata</i> (Ehrenberg) Stein var. <i>armata</i>
				<i>Trachelomonas armata</i> var. <i>gordeivi</i> Skvortzov
				<i>Trachelomonas bernardinensis</i> W. Vischer
				<i>Trachelomonas cervicula</i> Stokes
				<i>Trachelomonas dastuguei</i> Balech
				<i>Trachelomonas dubia</i> Svirenko emend. Deflandre
				<i>Trachelomonas gracillima</i> Balech et Dastugue
				<i>Trachelomonas hexangulata</i> (Svirenko) Playfair
				<i>Trachelomonas kelloggii</i> var. <i>effigurata</i> Skvortzov
				<i>Trachelomonas klebsii</i> (Deflandre) Stein emend. Deflandre
				<i>Trachelomonas megalacantha</i> da Cunha var. <i>megalacantha</i>
				<i>Trachelomonas megalacantha</i> var. <i>crenulatocollis</i> Bourrelly
				<i>Trachelomonas mirabilis</i> Svirenko
				<i>Trachelomonas molesta</i> Deflandre

					<i>Trachelomonas naviculiformis</i> var. <i>bourrellyi</i> Huber-Pestalozzi
					<i>Trachelomonas obtusa</i> var. <i>papillata</i> Drezepolski
					<i>Trachelomonas planctonica</i> Svirenko
					<i>Trachelomonas scabra</i> var. <i>longicollis</i> Playfair
					<i>Trachelomonas superba</i> Svirenko emend. Deflandre
					<i>Trachelomonas sydneyensis</i> Playfair
Chlorophyta	Euchlorophyceae	Volvocales	Volvocaceae	<i>Eudorina</i>	<i>Eudorina elegans</i> Ehrenberg
				<i>Pandorina</i>	<i>Pandorina morum</i> (Müller) Bory
				<i>Volvox</i>	<i>Volvox aureus</i> Ehrenberg
		<i>Volvox mononae</i> Smith			
		Chlorococcales	Chlorococcaceae	<i>Borodinella</i>	<i>Borodinella polytetras</i> Miller
			Oocystaceae	<i>Ankistrodesmus</i>	<i>Ankistrodesmus bernardii</i> Komárek
					<i>Ankistrodesmus bibraianus</i> (Reinsch) Korshikov
					<i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs
					<i>Ankistrodesmus fusiformis</i> Corda
			<i>Oocystis</i>	<i>Oocystis elliptica</i> W. West	
				<i>Oocystis parva</i> W. et G.S. West	
		<i>Oonephris</i>		<i>Oonephris obesa</i> (West) Fott	
		<i>Selenastrum</i>	<i>Selenastrum bibraianum</i> Reinsch		
		Radiococcaceae	<i>Coenochloris</i>	<i>Coenochloris pyrenoidosa</i> Korshikov	

			Dictyosphaeriaceae	<i>Dimorphococcus</i>	<i>Dimorphococcus lunatus</i> A. Braun
					<i>Dimorphococcus</i> sp1.
					<i>Dimorphococcus</i> sp2.
			Scenedesmaeae	<i>Actinastrum</i>	<i>Actinastrum hantzschii</i> var. <i>fluviatile</i> Schröder
				<i>Coelastrum</i>	<i>Coelastrum astroideum</i> De Notaris
					<i>Coelastrum cambricum</i> West
					<i>Coelastrum indicum</i> Turner
					<i>Coelastrum microporum</i> Nägeli
				<i>Crucigenia</i>	<i>Crucigenia fenestrata</i> Schmidle
					<i>Crucigenia rectangularis</i> (Nägeli) Komárek
					<i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirchner) W. et G.S. West
				<i>Scenedesmus</i>	<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat
					<i>Scenedesmus acutus</i> Meyen
					<i>Scenedesmus bicaudatus</i> Dedusenko
					<i>Scenedesmus denticulatus</i> var. <i>linearis</i> Hansgirg
					<i>Scenedesmus intermedius</i> Chodat
					<i>Scenedesmus javanensis</i> Chodat
					<i>Scenedesmus magnus</i> Meyen
					<i>Scenedesmus naegelii</i> Brébisson
					<i>Scenedesmus obtusus</i> var. <i>obtusus</i> fo. <i>alternans</i> (Reinsch) Compère
					<i>Scenedesmus obtusus</i> var. <i>obtusus</i> fo. <i>obtusus</i>
					<i>Scenedesmus opoliensis</i> var. <i>mononensis</i> Chodat
					<i>Scenedesmus pannonicus</i> Hortobágyi
<i>Scenedesmus perforatus</i> Lemmermann					
<i>Scenedesmus protuberans</i> Fritsch et Rich					
<i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turpin) Brébisson					
<i>Scenedesmus smithii</i> Teiling					
<i>Tetradesmus</i>	<i>Tetradesmus wisconsinensis</i> var. <i>wisconsinensis</i> fo. <i>sibirica</i> (Printz) Fott et Komárek				
<i>Tetrallantos</i>	<i>Tetrallantos lagerheimii</i> Teiling				

			Hydrodictyaceae	<i>Pediastrum</i>	<i>Pediastrum biradiatum</i> Meyen
					<i>Pediastrum boryanum</i> (Turpin) Meneghini
					<i>Pediastrum clathratum</i> (Schröder) Lemmermann
					<i>Pediastrum duplex</i> Meyen var. <i>duplex</i>
					<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>asperum</i> A. Braun
					<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>punctatum</i> (Krieger) Parra
					<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>rugulosum</i> Raciborski
					<i>Pediastrum obtusum</i> Lucks
					<i>Pediastrum simplex</i> Meyen var. <i>simplex</i>
					<i>Pediastrum simplex</i> var. <i>echinulatum</i> Wittrock
					<i>Pediastrum tetras</i> (Ehrenberg) Ralfs var. <i>tetras</i>
					<i>Pediastrum tetras</i> var. <i>tetraodon</i> (Corda) Hansgirg
	<i>Sorastrum</i>	<i>Sorastrum americanum</i> (Bohlin) Schmidle			
	<i>Sorastrum spinulosum</i> Nägeli				
Ulothricophyceae	Ulothricales	Ulothricaceae	<i>Uronema</i>	<i>Uronema elongatum</i> Hodgetts	
	Chaetophorales	Coleochaetaceae	<i>Coleochaete</i>	<i>Coleochaete arundinacea</i> (Montagne) de Toni	
				<i>Coleochaete pulvinata</i> A. Braun	
				<i>Coleochaete scutata</i> Brébisson	
		<i>Coleochaete soluta</i> Pringsheim			
Chaetophoraceae	<i>Stigeoclonium</i>	<i>Stigeoclonium aestivale</i> (Hazen) Collins			

			Aphanochaetaceae	<i>Chaetonemopsis</i>	<i>Chaetonemopsis pseudobulbochaete</i> Gauthier-Lièvre	
			Oedogoniales	Oedogoniaceae	<i>Bulbochaete</i>	<i>Bulbochaete gigantea</i> Pringsheim
						<i>Bulbochaete praereticulata</i> Jao
					<i>Oedogonium</i>	<i>Oedogonium acryosporum</i> Nordstedt et Hirn
						<i>Oedogonium curtum</i> Wittrock et Lundell
						<i>Oedogonium paulense</i> Nordstedt et Hirn
						<i>Oedogonium reinschii</i> Roy
	<i>Oedogonium undulatum</i> (Brébisson) A. Braun in De Bary var. <i>undulatum</i>					
	<i>Oedogonium undulatum</i> var. <i>senegalense</i> (Nordstedt) Hirn					
	Zygomycota	Zygnematales	Desmidiaceae	<i>Actinotaenium</i>	<i>Actinotaenium capax</i> var. <i>minus</i> (Schmidle) Růžička et Pouzar ex Teiling	
					<i>Actinotaenium elongatum</i> (Raciborski) Teiling	
					<i>Actinotaenium turgidum</i> (Brébisson) Teiling	
				<i>Closterium</i>	<i>Closterium abruptum</i> var. <i>africanum</i> Fritsch et Rich	
					<i>Closterium acerosum</i> (Schrank) Ehrenberg var. <i>acerosum</i>	
					<i>Closterium acerosum</i> var. <i>angolense</i> W. et G.S. West	
		<i>Closterium acutum</i> (Lyngbye) Brébisson				
		<i>Closterium archerianum</i> Cleve				
		<i>Closterium baillyanum</i> (Ralfs) Brébisson				
		<i>Closterium closterioides</i> var. <i>intermedium</i> (Roy et Bisset) Růžička				
<i>Closterium cynthia</i> De Notaris						
<i>Closterium diana</i> Ehrenberg ex Ralfs var. <i>diana</i>						
<i>Closterium diana</i> var. <i>arcuatum</i> (Brébisson) Rabenhorst						
<i>Closterium diana</i> var. <i>brevius</i> (Petkoff) Krieger						
<i>Closterium ehrenbergii</i> Meneghini ex Ralfs						
<i>Closterium gracile</i> (Brébisson) Ralfs						
<i>Closterium intermedium</i> Ralfs						

				<i>Closterium kuetzingii</i> Brébisson var. <i>kuetzingii</i>
				<i>Closterium kuetzingii</i> var. <i>minus</i> Compère
				<i>Closterium lanceolatum</i> var. <i>parvulum</i> W. et G.S. West
				<i>Closterium leibleinii</i> Ralfs
				<i>Closterium lineatum</i> Ehrenberg ex Ralfs var. <i>lineatum</i>
				<i>Closterium lineatum</i> var. <i>africanum</i> (Schmidle) Krieger
				<i>Closterium littorale</i> Gay
				<i>Closterium lunula</i> (Müller) Nitzsch var. <i>lunula</i>
				<i>Closterium lunula</i> var. <i>maximum</i> Borge
				<i>Closterium moniliferum</i> var. <i>submoniliferum</i> (Woronichin) Krieger
				<i>Closterium nematodes</i> Joshua var. <i>nematodes</i>
				<i>Closterium nematodes</i> var. <i>tumidum</i> G.S. West
				<i>Closterium nordstedtii</i> Chodat
				<i>Closterium parvulum</i> Nägeli
				<i>Closterium praelongum</i> var. <i>brevius</i> Nordstedt
				<i>Closterium pseudolunula</i> Borge
				<i>Closterium ralfsii</i> var. <i>hybridum</i> fo. <i>procera</i> Irénée-Marie
				<i>Closterium rostratum</i> var. <i>extensum</i> Prescott
				<i>Closterium subfusiforme</i> Messikommer
			<i>Cosmarium</i>	<i>Cosmarium amoenum</i> var. <i>mediolaeve</i> Nordstedt
				<i>Cosmarium angulare</i> var. <i>canadense</i> Irénée-Marie
				<i>Cosmarium baileyi</i> Wolle
				<i>Cosmarium beatum</i> var. <i>beatum</i> fo. <i>achrondrum</i> Compère
				<i>Cosmarium bicornis</i> Borge in Couté et Rousselin
				<i>Cosmarium binum</i> Nordstedt
				<i>Cosmarium botrytis</i> var. <i>depressum</i> W. et G.S. West
				<i>Cosmarium braunii</i> Reinsch
				<i>Cosmarium canaliculatum</i> W. et G.S. West
				<i>Cosmarium circulare</i> Reinsch
				<i>Cosmarium connatum</i> Nordstedt
				<i>Cosmarium conspersum</i> var. <i>latum</i> (Brébisson) W. et G.S. West
				<i>Cosmarium contractum</i> Kirchner
				<i>Cosmarium costatum</i> Nordstedt
				<i>Cosmarium crassipelle</i> var. <i>ornatum</i> E.A. Flint et D.B. Williamson

				<i>Cosmarium sublateriundatum</i> W. et G.S. West
				<i>Cosmarium subspeciosum</i> Nordstedt
				<i>Cosmarium subtumidum</i> Nordstedt
				<i>Cosmarium taxichondrum</i> Lundell
				<i>Cosmarium trachypleurum</i> Lundell var. <i>trachypleurum</i>
				<i>Cosmarium trachypleurum</i> var. <i>simplex</i> Couté et Rousselin
				<i>Cosmarium umbilicatum</i> Lütkemüller
				<i>Cosmarium undulatum</i> var. <i>minutum</i> Wittrock
				<i>Cosmarium venustum</i> var. <i>bimamillatum</i> Compère
				<i>Cosmarium</i> sp. 1
			<i>Desmidium</i>	<i>Desmidium aptogonum</i> var. <i>acutus</i> Nordstedt
				<i>Desmidium aptogonum</i> var. <i>tetragonum</i> W. et G.S. West
				<i>Desmidium grevillei</i> (Kützing) De Bary
				<i>Desmidium quadratum</i> Nordstedt
				<i>Desmidium schwartzii</i> Agardh ex Ralfs
			<i>Euastrum</i>	<i>Euastrum ansatum</i> Ehrenberg ex Ralfs var. <i>ansatum</i>
				<i>Euastrum ansatum</i> var. <i>pyxidatum</i> Delponte
				<i>Euastrum binale</i> (Turpin) Ehrenberg ex Ralfs var. <i>binale</i>
				<i>Euastrum binale</i> var. <i>sectum</i> Turner
				<i>Euastrum didelta</i> (Turpin) Ralfs
				<i>Euastrum divergens</i> var. <i>bourrellyanum</i> Compère
				<i>Euastrum divergens</i> var. <i>ornatum</i> fo. <i>dentatum</i> Couté et Tell
				<i>Euastrum dubium</i> Nägeli var. <i>latum</i> Krieger
				<i>Euastrum elegans</i> (Brébisson) Kützing
				<i>Euastrum glaziovii</i> Borges
				<i>Euastrum insigne</i> Hassall
				<i>Euastrum platycerum</i> Reinsch
				<i>Euastrum pseudopectinatum</i> Schmidle
				<i>Euastrum sphyroides</i> Nordstedt
				<i>Euastrum spinulosum</i> var. <i>lindae</i> fo. <i>minor</i> Couté et Rousselin
				<i>Euastrum spinulosum</i> Deflandre var. <i>spinulosum</i> fo. <i>spinulosum</i>
				<i>Euastrum subhypochondrum</i> Fritsch et Rich
				<i>Euastrum substellatum</i> var. <i>bangladeshicum</i> Islam et Irfanullah
			<i>Euastrum turneri</i> W. West	

				<i>Euastrum verrucosum</i> Ehrenberg var. <i>verrucosum</i>
				<i>Euastrum verrucosum</i> var. <i>reductum</i> Nordstedt
			<i>Hyaloteca</i>	<i>Hyaloteca dissiliens</i> (J.E. Smith) Brébisson var. <i>dissiliens</i>
				<i>Hyaloteca dissiliens</i> var. <i>hians</i> Wolle
			<i>Micrasterias</i>	<i>Micrasterias alata</i> Wallich
				<i>Micrasterias americana</i> (Ehrenberg) Ralfs
				<i>Micrasterias apiculata</i> (Ehrenberg) Meneghini ex Ralfs var. <i>apiculata</i>
				<i>Micrasterias apiculata</i> var. <i>lacerata</i> Turner
				<i>Micrasterias apiculata</i> var. <i>stuhlmannii</i> (Hyeronimus) Bourrelly
				<i>Micrasterias ceylanica</i> Fritsch
				<i>Micrasterias crux-melitensis</i> (Ehrenberg) Hassall var. <i>crux-melitensis</i> fo. <i>crux-melitensis</i>
				<i>Micrasterias crux-melitensis</i> var. <i>crux-melitensis</i> fo. <i>evoluta</i> Turner
				<i>Micrasterias crux-melitensis</i> var. <i>janeira</i> (Raciborski) Grönblad
				<i>Micrasterias decemdentata</i> (Nägeli) Archer
				<i>Micrasterias doveri</i> var. <i>africana</i> Bourrelly
				<i>Micrasterias fimbriata</i> Ralfs
				<i>Micrasterias foliacea</i> Bailey ex Ralfs var. <i>foliacea</i>
				<i>Micrasterias foliacea</i> var. <i>ornata</i> Nordstedt
				<i>Micrasterias furcata</i> C. Agardh ex Ralfs
				<i>Micrasterias mahabuleshwarensis</i> Hobson var. <i>mahabuleshwarensis</i>
				<i>Micrasterias mahabuleshwarensis</i> var. <i>comperei</i> Couté et Rousselin
				<i>Micrasterias papillifera</i> Brébisson
				<i>Micrasterias radians</i> Turner var. <i>radians</i>
				<i>Micrasterias radians</i> var. <i>brasiliensis</i> (Grönblad) Grönblad
				<i>Micrasterias tropica</i> var. <i>elegans</i> W. et G.S. West
				<i>Micrasterias tropica</i> var. <i>elongata</i> Schmidle
				<i>Micrasterias tropica</i> var. <i>senegalensis</i> Nordstedt
				<i>Micrasterias truncata</i> var. <i>pusilla</i> G.S. West
				<i>Micrasterias truncata</i> var. <i>quadrata</i> Bulnher
			<i>Penium</i>	<i>Penium spirostriolatum</i> Baker
			<i>Pleurotaenium</i>	<i>Pleurotaenium caldense</i> Nordstedt
				<i>Pleurotaenium coronatum</i> (Brébisson) Rabenhorst
				<i>Pleurotaenium coronatum</i> var. <i>fluctuatum</i> W. West

				<i>Pleurotaenium cylindricum</i> var. <i>stuhmannii</i> (Hyeronimus) Krieger
				<i>Pleurotaenium ehrenbergii</i> var. <i>undulatum</i> Schaarschmidt
				<i>Pleurotaenium eugeneum</i> (Turner) W. et G.S. West
				<i>Pleurotaenium ovatum</i> Nordstedt var. <i>ovatum</i>
				<i>Pleurotaenium ovatum</i> var. <i>truncatum</i> (Maskell) G.S. West
				<i>Pleurotaenium ovatum</i> var. <i>tumidum</i> (Maskell) G.S. West
				<i>Pleurotaenium subcoronulatum</i> (Turner) W. et G.S. West
				<i>Pleurotaenium trabecula</i> var. <i>rectum</i> (Delponte) W. et G.S. West
			<i>Sphaerosma</i>	<i>Sphaerosma laeve</i> var. <i>macrocanthum</i> Grönblad
			<i>Staurastrum</i>	<i>Staurastrum americanum</i> (West et G.S. West) G.M. Smith
				<i>Staurastrum arctiscon</i> (Ehrenberg) Lundell
				<i>Staurastrum asterias</i> Nygaard
				<i>Staurastrum diacanthum</i> A. Lemaire
				<i>Staurastrum erasum</i> Brébisson
				<i>Staurastrum gladiusum</i> Turner
				<i>Staurastrum heimii</i> Bourrelly
				<i>Staurastrum irregulare</i> var. <i>spinosum</i> Krieger et Bourrelly
				<i>Staurastrum javanicum</i> var. <i>apiculiferum</i> (Turner) Krieger
				<i>Staurastrum leptocladum</i> var. <i>cornutum</i> Wille
				<i>Staurastrum leptodermum</i> var. <i>ihapoe</i> (Schmidle) W. et G.S. West
				<i>Staurastrum longispinum</i> var. <i>bidentatum</i> (Wittrock) W. et G.S. West
				<i>Staurastrum orbiculare</i> var. <i>ralfsii</i> W. et G.S. West
				<i>Staurastrum pinnatum</i> var. <i>hydra</i> fo. <i>supernumerarium</i> Scott et Prescott
				<i>Staurastrum polymorphum</i> Brébisson
				<i>Staurastrum quadrangulare</i> Brébisson et Ralfs
				<i>Staurastrum sebaldi</i> var. <i>ornatum</i> fo. <i>elongate</i> Krieger et Bourrelly
				<i>Staurastrum setigerum</i> Cleve
				<i>Staurastrum sexacostatum</i> var. <i>productum</i> (W. West) G.S. West
				<i>Staurastrum tohopekaligense</i> Wolle var. <i>tohopekaligense</i>
			<i>Staurastrum tohopekaligense</i> var. <i>robustum</i> Wolle	
			<i>Staurastrum tohopekaligense</i> var. <i>trifurcatum</i> W. et G.S. West	
			<i>Staurastrum volans</i> W. et G.S. West	
			<i>Staurodesmus</i>	<i>Staurodesmus aristiferus</i> var. <i>protuberans</i> (West et G.S. West) Teiling
				<i>Staurodesmus connatus</i> (Lundell) Thomasson

				<i>Stauroidesmus convergens</i> (Ehrenberg) Teiling var. <i>convergens</i>
				<i>Stauroidesmus convergens</i> var. <i>curtus</i> Turner
				<i>Stauroidesmus corniculatus</i> (Lundell) Teiling
				<i>Stauroidesmus crispus</i> Compère
				<i>Stauroidesmus curvatus</i> var. <i>latus</i> Scott et Prescott
				<i>Stauroidesmus cuspidatus</i> (Brébisson ex Ralfs) Teiling
				<i>Stauroidesmus dickiei</i> var. <i>circularis</i> (Turner) Croasdale
				<i>Stauroidesmus extensus</i> (Borge) Teiling
				<i>Stauroidesmus maximus</i> var. <i>maximus</i> fo. <i>triradiatus</i> Thomasson
				<i>Stauroidesmus megacanthus</i> (Lundell) Teiling
				<i>Stauroidesmus mucronulatus</i> Nordstedt
				<i>Stauroidesmus o'mearii</i> var. <i>minutus</i> West
				<i>Stauroidesmus triangularis</i> (Lagerheim) Teiling <i>Stauroidesmus validus</i> (West et G.S. West) Thomasson
				<i>Stauroidesmus wandae</i> (Raciborski) Bourrelly
			<i>Teilingia</i>	<i>Teilingia granulata</i> (J. Roy et Bisset) Bourrelly
			<i>Xanthidium</i>	<i>Xanthidium antilopaeum</i> (Brébisson) Kützing
				<i>Xanthidium brebissonii</i> Ralfs
				<i>Xanthidium burkillii</i> W. et G.S. West
				<i>Xanthidium cristatum</i> var. <i>uncinatum</i> fo. <i>polonicum</i> Gütwinski
				<i>Xanthidium freemaniai</i> W. et G.S. West
				<i>Xanthidium subtrilobum</i> W. et G.S. West var. <i>subtrilobum</i>
				<i>Xanthidium subtrilobum</i> var. <i>inornatum</i> Skuja
				<i>Xanthidium trilobum</i> Nordstedt
		Mesotaeniaceae	<i>Cylindrocystis</i>	<i>Cylindrocystis brebissonii</i> De Bary
			<i>Gonatozygon</i>	<i>Gonatozygon aculeatum</i> Hastings
			<i>Netrium</i>	<i>Netrium digitus</i> (Ehrenberg ex Brébisson) Itzigsohn et Rothe var. <i>digitus</i>
				<i>Netrium digitus</i> var. <i>naegeliai</i> Krieger

			Zygnemataceae	<i>Mougeotia</i>	<i>Mougeotia cylindrospora</i> Gauthier-Lièvre
					<i>Mougeotia drouettii</i> Transeau
					<i>Mougeotia floridana</i> Transeau
					<i>Mougeotia laetevirens</i> (A. Braun) Wittrock
					<i>Mougeotia opelousensis</i> Taft
					<i>Mougeotia</i> sp.1
					<i>Mougeotia</i> sp.2
				<i>Spirogyra</i>	<i>Spirogyra majuscula</i> Kützing
					<i>Spirogyra varians</i> (Hassall) Kützing

Annexe 6: Tableau du DO (mg l⁻¹) dans l'air et dans l'eau distillée saturée

	690 mm	680 mm	670 mm	660 mm	650 mm	770 mm	760 mm	750 mm	740 mm	730 mm	720 mm	710 mm	700 mm
0°C	13.23	13.04	12.84	12.65	12.46	14.76	14.57	14.38	14.19	13.99	13.80	13.61	13.42
1°C	12.88	12.70	12.51	12.32	12.14	14.38	14.19	14.00	13.82	13.63	13.44	13.26	13.07
2°C	12.55	12.37	12.19	12.01	11.82	14.01	13.82	13.64	13.46	13.28	13.10	12.92	12.73
3°C	12.23	12.05	11.88	11.70	11.52	13.65	13.47	13.29	13.12	12.94	12.76	12.59	12.41
4°C	11.92	11.75	11.58	11.40	11.23	13.31	13.13	12.96	12.79	12.61	12.44	12.27	12.10
5°C	11.63	11.46	11.29	11.12	10.95	12.97	12.81	12.64	12.47	12.30	12.13	11.96	11.80
6°C	11.34	11.18	11.01	10.85	10.68	12.66	12.49	12.33	12.16	12.00	11.83	11.67	11.51
7°C	11.07	10.91	10.75	10.59	10.42	12.35	12.19	12.03	11.87	11.71	11.55	11.39	11.23
8°C	10.80	10.65	10.49	10.33	10.18	12.05	11.90	11.74	11.58	11.43	11.27	11.11	10.96
9°C	10.55	10.39	10.24	10.09	9.94	11.77	11.62	11.46	11.31	11.16	11.01	10.85	10.70
10°C	10.30	10.15	10.00	9.86	9.71	11.50	11.35	11.20	11.05	10.90	10.75	10.60	10.45
11°C	10.07	9.92	9.78	9.63	9.48	11.24	11.09	10.94	10.80	10.65	10.51	10.36	10.21
12°C	9.84	9.70	9.56	9.41	9.27	10.98	10.84	10.70	10.56	10.41	10.27	10.13	9.99
13°C	9.63	9.49	9.35	9.21	9.07	10.74	10.60	10.46	10.32	10.18	10.04	9.90	9.77
14°C	9.42	9.28	9.14	9.01	8.87	10.51	10.37	10.24	10.10	9.96	9.83	9.69	9.55
15°C	9.22	9.08	8.95	8.82	8.68	10.29	10.15	10.02	9.88	9.75	9.62	9.48	9.35
16°C	9.02	8.89	8.76	8.63	8.50	10.07	9.94	9.81	9.68	9.55	9.42	9.29	9.15
17°C	8.84	8.71	8.58	8.45	8.33	9.86	9.74	9.61	9.48	9.35	9.22	9.10	8.97
18°C	8.66	8.54	8.41	8.28	8.16	9.67	9.54	9.41	9.29	9.16	9.04	8.91	8.79
19°C	8.49	8.37	8.24	8.12	8.00	9.47	9.35	9.23	9.11	8.98	8.86	8.74	8.61
20°C	8.33	8.20	8.08	7.96	7.84	9.29	9.17	9.05	8.93	8.81	8.69	8.57	8.45
21°C	8.17	8.05	7.93	7.81	7.69	9.11	9.00	8.88	8.76	8.64	8.52	8.40	8.28
22°C	8.01	7.90	7.78	7.67	7.55	8.94	8.83	8.71	8.59	8.48	8.36	8.25	8.13
23°C	7.87	7.75	7.64	7.52	7.41	8.78	8.66	8.55	8.44	8.32	8.21	8.09	7.98
24°C	7.72	7.61	7.50	7.39	7.28	8.62	8.51	8.40	8.28	8.17	8.06	7.95	7.84
25°C	7.59	7.48	7.37	7.26	7.15	8.47	8.36	8.25	8.14	8.03	7.92	7.81	7.70
26°C	7.45	7.35	7.24	7.13	7.02	8.32	8.21	8.10	7.99	7.89	7.78	7.67	7.56
27°C	7.33	7.22	7.11	7.01	6.90	8.17	8.07	7.96	7.86	7.75	7.64	7.54	7.43
28°C	7.20	7.10	6.99	6.89	6.78	8.04	7.93	7.83	7.72	7.62	7.51	7.41	7.30
29°C	7.08	6.98	6.87	6.77	6.67	7.90	7.80	7.69	7.59	7.49	7.39	7.28	7.18
30°C	6.96	6.86	6.76	6.66	6.56	7.77	7.67	7.57	7.47	7.36	7.26	7.16	7.06
31°C	6.85	6.75	6.65	6.55	6.45	7.64	7.54	7.44	7.34	7.24	7.14	7.04	6.94
32°C	6.73	6.63	6.54	6.44	6.34	7.51	7.42	7.32	7.22	7.12	7.03	6.93	6.83
33°C	6.62	6.53	6.43	6.33	6.24	7.39	7.29	7.20	7.10	7.01	6.91	6.81	6.72
34°C	6.51	6.42	6.32	6.23	6.13	7.27	7.17	7.08	6.98	6.89	6.80	6.70	6.61
35°C	6.40	6.31	6.22	6.13	6.03	7.15	7.05	6.96	6.87	6.78	6.68	6.59	6.50

Annexe 7 : Arrêté fixant les normes de potabilité de l'eau de boisson au Niger

REPUBLIQUE DU NIGER
MINISTÈRE DE LA SANTÉ PUBLIQUE ET
DE LA LUTTE CONTRE LES ENDEMIES
DIRECTION GÉNÉRALE DE LA SANTÉ PUBLIQUE
DIRECTION DE LA SANTÉ

141
Arrêté N° ____ / MSP/LCE/DGSP/DS
du 27 SEP 2004
fixant les normes de
potabilité de l'eau de boisson

Visé : le



LE MINISTRE DE LA SANTÉ PUBLIQUE ET DE LA LUTTE CONTRE LES ENDEMIES

- Vu la Constitution du 9 Août 1999;
- Vu la loi N°98- 56 du 29 décembre 1998, portant la loi-cadre relative à la gestion de l'environnement ;
- Vu l'ordonnance N°93-013 du 2 mars 1993, instituant un code d'hygiène publique ;
- Vu l'ordonnance N°93-014 du 2 mars 1993, portant Régime de l'Eau ;
- Vu le Décret N°97-368/PRN/MHE du 2 Octobre 1997, déterminant les modalités d'application de l'ordonnance N°93-014 du 2 mars 1993, portant Régime de l'Eau ;
- Vu Le Décret n°005-99/PRN du 31 décembre 1999, portant nomination du Premier Ministre ;
- Vu Le Décret N° 2001-202/PRN/MHE/LCD du 2 novembre 2001, déterminant les attributions du Ministre de l'Hydraulique, de l'Environnement et de la Lutte Contre la Désertification ;
- Vu Le Décret N° 2001-245 /PRN/MSP/LCE du 26 Novembre 2001, déterminant les attributions du Ministre de la Santé Publique et de la Lutte Contre les Endémies ;
- Vu Le Décret n° 2002-263/PRN du 8 Novembre 2002, portant nomination des membres du Gouvernement et ses textes modificatifs subséquents ;
- Vu L'avis du Ministre chargé de l'Hydraulique et de l'Environnement suivant Lettre N° 0249/MH/E/LCD/BEEEI du 15 Mars 2004 ;

ARRETE :

CHAPITRE PREMIER : Dispositions Générales

Article premier : Le présent arrêté fixe les normes de potabilité de l'eau destinée à la boisson au Niger, et détermine les valeurs limites du point de vue des caractéristiques physiques, chimiques et micro-biologiques de l'eau ainsi que des valeurs indicatives du point de vue de la qualité de la ressource.

Article 2 : Au sens du présent arrêté, on entend par :

- **Norme** : toute spécification technique, scientifique ou commerciale destinée à l'usage d'intérêt collectif résultant d'un consensus entre les parties ou d'une recherche portant sur la production, la distribution et la commercialisation ;
- **Potabilité de l'eau** : l'état acceptable de l'eau destinée à la boisson, au vu de sa composition, tant du point de vue des caractéristiques physico-chimiques que microbiologiques.
- **Concentration maximale acceptable** : la valeur limite de la concentration maximale appliquée au Niger aux eaux de consommation ;
- **Concentration maximale tolérable** : la concentration exceptionnelle au-delà d'un seuil maximal qui indique que l'eau est dangereuse à la consommation humaine ;
- **Eaux destinées à la consommation humaine** :
 - Les eaux livrées à la boisson humaine, conditionnées ou non ;
 - Les eaux utilisées dans les entreprises alimentaires à des fins de production (fabrication), de traitement, de conservation ou de mise sur marché de produits ou substances destinés à être consommés par l'homme et qui peuvent affecter la salubrité de la denrée alimentaire finale ;
 - La glace alimentaire d'origine hydrique.

Article 3 : Pour être considérée comme potable, l'eau :

- ne doit pas porter atteinte à la santé du consommateur ;
- doit posséder des propriétés organoleptiques acceptables ;
- doit respecter un certain nombre de Normes liées aux impératifs de la santé.

Article 4 : La température préconisée pour l'eau de boisson au Niger est de 25°C.

CHAPITRE II : Paramètres limites de la qualité micro-biologique des eaux destinées à la consommation

Article 5 : L'eau de boisson ne doit contenir aucun germe pathogène. Elle doit être incolore, inodore et sans saveur.

Article 6 : Les valeurs limites des eaux provenant des réseaux d'adduction d'eau potable sont les suivantes :

<u>NATURE</u>	<u>Nombre de micro-organismes pour 100 ml</u>
a) Eau traitée prélevée à l'entrée du réseau	coliformes fécaux : 0 coliformes totaux : 0 streptocoques fécaux : 0.

b) Eau non traitée prélevée à l'entrée du réseau

coliformes fécaux : 0
 coliformes totaux : 0, dans 98% des échantillons examinés au cours de l'année
 streptocoques fécaux : 0,3 occasionnellement mais jamais dans les prélèvements consécutifs

c) Eau prélevée dans le réseau

coliformes fécaux : 0
 coliformes totaux : 0 dans 95% des échantillons examinés au cours de l'année ;
 3 occasionnellement mais jamais dans des prélèvements consécutifs effectués aux mêmes endroits.

Article 7 : Les valeurs limites des eaux non issues des réseaux d'adduction d'eau potable pour l'eau de puits et de forage, sont les suivantes :

Nombre de micro-organismes pour 100 ml

coliformes fécaux : 0
 coliformes totaux : < 10 ne doit pas se répéter fréquemment

Article 8 : Les valeurs limites des eaux en bouteille (eau de source) vendues dans le commerce sont les suivantes :

Nombre de micro-organismes pour 100 ml

coliformes fécaux : 0
 coliformes : 0

dans tous les cas la source doit être exempte de contaminations fécales

CHAPITRE III : Valeurs limites des paramètres physico-chimiques

Article 9 : Les normes physico-chimiques des substances sans risque pour la santé sont les suivantes :

Caractéristiques physiques	Limites maximales acceptables	Limites excessives
- Couleur - Odeur - Goût - pH - Température (souhaitable) - Turbidité	5 unités (échelle platine-Cobalt) acceptable acceptable 6,5 à 8,5 25°C 5 UTN	6,5 à 9,2
Substances chimiques	Concentrations maximales acceptables (mg/litre)	Concentrations maximales tolérables (mg/litre)

- Chlorure (Cl ⁻)	250	600
- Cuivre (Cu)	1,0	1,5
- Fer (Fe)	0,3	1,0
- Manganèse	0,1	0,5
- Zinc (Zn)	5,0	15,0
- Magnésium (Mg)	50	150
- Calcium (Ca)	75	200
- Sulfates (SO ₄)	200	400
- Matières Solides (total)	500	1500
- Sulfate de Mg + sulfate de Na	500	1000
	1,0	

Article 10 : Les normes physico-chimiques des substances constituant un risque pour la santé sont les suivantes :

Substances chimiques	Limites maximales (mg/l)
- Antimoine (An)	0,001
- Argent (Ar)	0,001
- Baryum (Ba)	0,01
- Cadmium (Cd)	0,005
- Chrome (Cr ⁶⁺)	0,05
- Cyanure (CN)	0,05
- Mercure (Hg)	0,001
- Nitrate (NO ₃ ⁻)	45
- Fluorures (F ⁻)	1,5
- Plomb (Pb)	0,05
- Sélénium (SE)	0,01

Article 11 : Les valeurs indicatives des pesticides qui doivent être respectées sont les suivantes :

	Valeurs Indicatives (µg/litre)
Aldrine/dieldrine	0,03
Chlordane	0,3
2,4-D	100
DDT	1,0
Heptachlore et son époxyde	0,1
Hexachlorobenzène	0,01
Lindane	3,0
Méthoxychlore	30
Chloroforme	30

CHAPITRE IV : Valeurs indicatives de la radioactivité

Article 12 : Les valeurs indicatives de la radioactivité qui doivent être respectées sont les suivantes :

- Radioactivité alpha globale : 0,1 Bq/litre
- Radioactivité bêta globale : 1 Bq/litre

CHAPITRE V : Dispositions diverses et finales

Article 13 : En cas de violation des dispositions du présent arrêté, les sanctions prévues par les dispositions de la loi N° 98- 56 du 29 décembre 1998 portant Loi-cadre relative à la gestion de l'environnement, de l'ordonnance N° 93-013 du 2 mars 1993 instituant un Code d'hygiène publique, de l'Ordonnance N° 93-014 du 2 mars 1993 portant Régime de l'Eau et de leurs textes subséquents seront appliquées.

Les violations des dispositions du présent arrêté seront réprimées par les sanctions administratives prises sur le fondement des dispositions de la loi N° 98- 56 du 29 décembre 1998 portant Loi-cadre relative à la gestion de l'environnement, de l'ordonnance N° 93-013 du 2 mars 1993 instituant un Code d'hygiène publique, de l'Ordonnance N° 93-014 du 2 mars 1993 portant Régime de l'Eau et de leurs textes subséquents.

Article 14 : Les Sociétés et structures concernées par la production et la distribution de l'eau de boisson sont tenues de se conformer aux dispositions du présent arrêté dans un délai d'un (1) an à compter de la date de sa publication au Journal Officiel.

Article 15 : Les agents des Ministères chargés de la Santé Publique, de l'Hydraulique et de l'Environnement et de la Recherche Scientifique, commis à cet effet, ainsi que tout autre laboratoire agréé sont les uns et les autres chargés de l'analyse de la qualité des eaux destinées à la consommation humaine.

Article 16 : Les agents du Ministère chargé de la Santé Publique commis à cet effet sont chargés du contrôle de la qualité des eaux destinées à la consommation humaine.

Article 17 : Les secrétaires généraux des ministères chargés de la Santé Publique, de l'Hydraulique, de l'Environnement et les responsables des Collectivités Territoriales sont chargés, chacun en ce qui le concerne, de l'application du présent arrêté qui sera publié au Journal Officiel de la République du Niger.

Ampliations :

- CAB/PRN	1
- CAB/PM.....	1
- MSP/LCE/CAB.....	1
- SE/RH/LCE.....	1
- SGG.....	1
- LANSPEX.....	1
- IGS.....	1
- SG.....	1
- DIRECTIONS MSP/LCE....	12
- DRSP/LCE.....	8
- Ttes Préfectures.....	8
- Tous Ministères/SE.....	27
- Archives Nationales.....	1
- JORN.....	1
- Chrono.....	1



Annexe 8 : Arrêté fixant les normes de rejet des déchets dans le milieu naturel au Niger

REPUBLIQUE DU NIGER
MINISTERE DE LA SANTE PUBLIQUE ET
DE LA LUTTE CONTRE LES ENDEMIES
DIRECTION GENERALE DE LA SANTE PUBLIQUE
DIRECTION DE LA SANTE
DIVISION HYGIENE

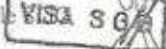
№ 140

Arrêté N° ___ / MSP/LCE/DGSP/DS/DH

du 27 SEP. 2004

fixant les normes de rejet des déchets
dans le milieu naturel.

Visé :



LE MINISTRE DE LA SANTE PUBLIQUE ET DE LA LUTTE CONTRE LES ENDEMIES

- Vu la Constitution du 9 Août 1999 ;
- Vu la loi N°66-033 du 24 mai 1966, relative aux établissements dangereux insalubres ou incommodes ;
- Vu la loi N° 98- 56 du 29 décembre 1998, portant la loi-cadre relative à la gestion de l'environnement ;
- Vu l'ordonnance N° 93-13 du 2 mars 1993, instituant un code d'hygiène publique ;
- Vu Le Décret N° 99-005 /PRN du 31 décembre 1999, portant nomination du Premier Ministre ;
- Vu Le décret N° 2001-202 /PRN/MHE/LCD du 02 Novembre 2001, fixant les attributions du Ministre de l'Hydraulique, de l'Environnement et de la Lutte Contre la Désertification ;
- Vu Le décret N° 2001-245 /PRN/MSP/LCE du 26 Novembre 2001, déterminant les attributions du Ministre de la Santé Publique et de la Lutte Contre les Endémies ;
- Vu Le décret N° 2001-260/PRN/MME du 03 décembre 2001, déterminant les attributions du Ministre des Mines et de l'Energie ;
- Vu Le Décret N° 2002-263/PRN du 08 Novembre 2002, portant nomination des membres du

ARRETE :

CHAPITRE PREMIER : Du Champ d'application et des Définitions

Article premier : En vue d'assurer la protection de la santé publique et de l'environnement, les dispositions du présent arrêté ont pour objet de s'appliquer au milieu naturel, aux stations d'épuration, aux chantiers de recherche et d'exploitation minières, aux carrières et leurs dépendances ainsi qu' aux dépotoirs.

Article 2 : Au sens de la loi n°98-56 du 29 décembre 1998 Portant Loi-cadre relative à la gestion de l'environnement et du présent arrêté qui en porte application, on entend par :

- **Milieu naturel :** atmosphère, cours d'eau, forêt, plans d'eau, terres agricoles ou de pâturages et espaces protégés dans lesquels l'effluent est rejeté soit directement soit par l'intermédiaire d'une infrastructure ;
- **Effluent :** tout rejet liquide ou gazeux d'origine domestique, agricole, industrielle, traité ou non traité, déversé directement ou indirectement dans la nature ;
- **Déchets liquides :** eaux usées des ménages ou eaux résiduaires industrielles ;
- **Déchets solides :** ordures ménagères, déchets commerciaux, artisanaux ou industriels solides, déchets hospitaliers ;
- **Déchets gazeux :** aérosols, poussières ou les gaz de combustion émis ou rejetés dans l'atmosphère engendrant la pollution de l'air ;
- **Déchets hospitaliers :** déchets issus des soins de santé
- **Normes :** spécification technique, scientifique ou commerciale destinée à usage d'intérêt collectif résultant d'un consensus entre les parties ou résultant d'une recherche portant sur la production, la distribution et la commercialisation. Pour les besoins de la présente définition, il s'agit de la norme consensuelle pour le rejet des eaux usées dans le milieu naturel ;
- **Odeurs nuisibles :** odeurs qui modifient négativement l'atmosphère ambiante ou qui rendent incommodes l'air ambiant à la respiration ;
- **Installations publiques :** toutes infrastructures publiques telles places publiques, rues, bâtiments, caniveaux, canalisations d'assainissement et égouts, etc.

CHAPITRE II : Des Normes de rejet des déchets liquides

Section Première : Caractéristiques Générales des normes de rejet des effluents liquides

Article 3 : Les normes de rejet des effluents liquides dans le milieu récepteur sont fixées comme suit :

1. lorsque l'effluent ne débouche pas dans une station d'épuration :
 - a) l'effluent ne doit contenir aucun produit susceptible de dégager en égout, directement ou indirectement, après mélange avec d'autres effluents des gaz ou vapeurs toxiques ou inflammables ;

- b) l'effluent doit être débarrassé des matières flottantes, sédimentables ou précipitables avec ou sans mélange avec d'autres effluents ;
- c) la matière en suspension doit être inférieure ou égale à 1g/l en matières sèches insolubles ;
- d) la demande biologique en Oxygène (DBO₅) ne doit pas dépasser 50 mg/l à 20°C ;
- e) la demande chimique en Oxygène (DCO) ne doit pas être inférieure ou égale à 100 mg/l ;
- f) la quantité d'azote total doit être inférieure ou égale à 10 mg/l ;
- g) la quantité d'ions ammonium doit être inférieure ou égale à 15 mg/l.

2. Lorsque l'effluent débouche dans une station d'épuration :

- a) les prescriptions sous a) et b) du point 1 ci-dessus s'appliquent ;
- b) la matière en suspension doit être inférieure ou égale à 100mg/l ;
- c) la demande biologique en oxygène (DBO₅) doit être inférieure ou égale à 200 mg/l ;
- d) la demande chimique en Oxygène (DCO) doit être inférieure ou égale à 100 mg/l ;
- e) la matière organique doit être inférieure à 60 mg/l d'azote total ou 80 mg/l d'ions ammonium.

Section II : Dispositions Communes aux effluents liquides

Article 4 : Il est interdit de rejeter dans le milieu naturel, sans traitement préalable tel que défini par les textes réglementaires en vigueur, les eaux usées provenant :

- a) du lavage des métaux lourds et ionisants ;
- b) des centres de santé et laboratoires de recherche et d'analyses médicales, scientifiques et chimiques ;
- c) des unités industrielles ;
- d) des abattoirs ;
- e) des ateliers ;
- f) des tanneries ;
- g) des ménages, où l'eau usée contient des matières fécales non issues des fosses septiques.

Article 5 : Les effluents contenant des métaux lourds et autres métaux dangereux doivent respecter les valeurs limites ci-après :

NATURE	CONCENTRATION MAXI (mg/l)	CONCENTRATION MINI (mg/l)
Mercuré	0,50	0,005
Cadmium	0,02	0,01
Arsenic	0,10	0,05
Cyanure	0,10	0,05
Plomb	0,5	0,10
Chrome	1,0	0,20
Nickel	1,0	0,20
Zinc	1,0	
Cuivre	1,0	0,20

Article 6 : Les huiles et les graisses usagées, issues des garages et des ateliers ne doivent pas être déversées dans les égouts, les canalisations ou dans le milieu naturel. Elles doivent être collectées en vue de leur recyclage ou élimination.

Aucun effluent, avant le rejet dans le milieu récepteur, ne doit contenir plus de 10 milligrammes par litre de graisses et /ou huiles usagées.

Article 7 : L'effluent contenant des matières colorantes ne peut être déversé que jusqu'au niveau auquel la décoloration dans l'installation collective de traitement de l'eau d'égout est garantie.

Article 8 : Sont interdits tous déversements de substances de nature à favoriser les manifestations d'odeurs dans les eaux naturelles lorsqu'elles sont utilisées en vue de l'alimentation humaine.

Article 9 : Afin d'éviter une éventuelle toxicité, l'effluent déversé doit être d'une composition qui ne mette en cause ni les procédés biologiques dans l'installation de traitement collective, ni le fonctionnement des installations pour le traitement des boues ainsi que l'évacuation ou l'utilisation de ces dernières.

Article 10 : Dans le cas du rejet de l'effluent par épandage sur des terrains cultivables ou réservés aux pâturages en vue de l'épuration naturelle par le sol, les prescriptions suivantes sont à respecter :

- l'effluent sera neutralisé en d'obtenir un pH compris entre 5,5 et 9,5 ;
- les matières non solubles de l'effluent ne doivent pas excéder la valeur de 50 mg/l.

Section III : Caractéristiques physico-chimiques des eaux usées destinées à être déversées dans le milieu naturel en sortie de station

Article 11 : Les normes de rejet suivantes sont applicables si l'effluent est évacué dans un puits absorbant ou filtrant artificiel :

- a) la matière en suspension doit être inférieure ou égale à 50 mg/l ;
- b) la DBO₅ doit être inférieure ou égale à 100 mg/l ;
- c) les matières organiques en azote total doivent être inférieures ou égales à 30 mg/l ou en ions ammonium inférieur ou égal à 40 mg/l .

Article 12 : Il est interdit d'utiliser les puits absorbants naturels aux fins d'évacuation des eaux résiduaires industrielles.

Article 13 : Les normes de rejet des effluents destinés à l'épandage des terrains agricoles ou de pâturages en vue d'une épuration naturelle par le sol doivent obéir aux conditions suivantes :

- a) l'effluent répondant aux Normes requises doit être répandu uniquement sur la surface réservée à cet effet ;
- b) l'effluent doit être neutralisé à la chaux à un pH inférieur ou égal 9,5.
- c) l'exploitant doit solliciter chaque année l'agrément de la collectivité territoriale compétente pour renouveler l'opération. Les appareils servant à l'opération seront présentés à l'autorité compétente pour expertise et délivrance d'une autorisation ;
- d) dans tous les cas, la stagnation prolongée des effluents et le ruissellement hors des surfaces réservées à l'épandage sont interdits.

Un arrêté conjoint des Ministres chargés de l'Agriculture, de l'Elevage et de l'Environnement déterminera les caractéristiques des appareils servant à l'épandage desdits effluents sur les terrains agricoles ou de pâturage concernés.

Article 14 : Quel que soit le mode d'élimination des effluents, les prescriptions suivantes sont à respecter :

- a) pH de l'effluent sera compris entre 6,0 et 9,5 ;
- b) la température de l'effluent ne devra pas dépasser 40° C ;
- c) tout déversement de composés cycliques hydroxyles et de leurs dérivés est interdit.

CHAPITRE III : Des Normes de rejet des poussières et autres gaz

Article 15 : En vue de prévenir les risques silicotiques dans les chantiers de recherche et d'exploitation minière, les carrières et de leurs dépendances, les exploitants sont tenus de se conformer aux textes en vigueur, notamment l'arrêté n° 65/MME/DM du 26 août 1999 fixant les règles de prévention des risques silicotiques dans les chantiers de recherche et d'exploitation minière, des carrières et de leurs dépendances en vertu duquel, lorsque la dimension des particules est comprise entre 0,5 et 5 microns, les concentrations d'empoussièrement admissibles sont fixées comme suit :

- a) poussières contenant moins de 6% de silice : 5 mg/m³
- b) poussières contenant entre 6% et 25% de silice : 2 mg/m³ pour une durée de 8 heures de travail ;
- c) poussières contenant plus de 25% de silice : 1 mg/m³.

Article 16 : Les exploitants des chantiers et carrières visés à l'article 15 ci-dessus sont tenus de respecter les normes relatives à cette activité.

CHAPITRE IV : Des Normes de rejet et des conditions d'évacuation des déchets solides

Article 17 : Il est interdit de jeter, enfouir ou évacuer sur les voies publiques et dans le milieu naturel les ordures ménagères, pierres, graviers, bois, carcasses de véhicules et cadavres d'animaux.

Ces déchets doivent être déposés dans des décharges et lieux autorisés par la collectivité territoriale.

Article 18 : La collectivité territoriale doit organiser la gestion de toute la filière de déchets solides produits sur son territoire conformément à la réglementation en vigueur.

Article 19 : En zone rurale, il peut être procédé à l'enfouissement ou à l'incinération des ordures ménagères ou à leur compostage dans un endroit aménagé à cet effet situé à plus de 500 mètres des dernières habitations de l'agglomération et à plus de 500 mètres d'un point d'eau.

Conformément à la réglementation en vigueur, cet enfouissement ne doit être en aucun cas une source de pollution de la nappe souterraine.

Article 20 : L'incinération en plein air des déchets solides pouvant engendrer des nuisances est interdite, en dehors des lieux prévus à cet effet.

Article 21 : Les dépôts de fumier sont interdits dans le périmètre du champ de captage d'eau de consommation ainsi qu'à proximité du rivage des cours d'eau et plans d'eau.

Ces dépôts doivent également être aménagés à plus de 500 mètres des conduites d'eau potable et à plus de 500 mètres des autres points d'eau.

Article 22 : Les déchets hospitaliers doivent être éliminés par voie chimique, par voie d'incinération ou par enfouissement après désinfection conformément à la réglementation en vigueur.

CHAPITRE VI : Des dispositions Diverses et Finales

Article 23 : L'inobservation des dispositions du présent arrêté donne[ra] lieu à l'application des sanctions prévues par les dispositions de la loi N° 98- 56 du 29 décembre 1998, portant loi-cadre relative à la gestion de l'environnement, de la loi N°66-033 du 24 mai 1966 relative aux établissements dangereux insalubres ou incommodes et de l'ordonnance N° 93-013 du 2 mars 1993 instituant un Code d'hygiène publique.

Article 24 : Les agents de la police sanitaire, les inspecteurs des établissements classés et les agents du Bureau d'Evaluation Environnementale et des Etudes d'Impact (BEEEI) sont chargés du contrôle et de la surveillance des établissements et entreprises produisant les déchets ci-dessus mentionnés.

Article 25 : Les secrétaires généraux des ministères chargés de la Santé publique, des Mines, de l'Environnement et les responsables des collectivités territoriales sont chargés, chacun en ce qui le concerne, de l'application du présent arrêté qui sera publié au Journal Officiel de la République du Niger.



Ampliations :

- CAB/PRN.....	1
- CAB/PM.....	1
- CAB/MSP/LCE.....	1
- SE/RH/LCE.....	1
- SGG.....	1
- SG.....	1
- IGS.....	1
- DG.....	2
- DC.....	10
- DRSP/LCE.....	8
- Tous Ministères.....	27
- Ttes Préfectures.....	8
- Chrono.....	1
- JORN.....	1
- Archives Nationales.....	1

Djima Idrissou Tahirou et al., Annales de l'Université Abdou Moumouni, Tome XI-A, pp. 134-141, 2010

**Les Algues des zones humides de Niamey :
le genre *Micrasterias* Agardh ex Ralfs (Desmidiaceae) (a)**

Djima Idrissou Tahirou¹, M'baye Ndiaye², Ali Mahamane¹, Saadou Mahamane¹

¹Laboratoire Garba Mounkaila, Faculté des Sciences, Université Abdou Moumouni,
BP : 10662 Niamey-Niger

²Centre Régional Agrhyset, BP : 11011 Niamey-Niger

Résumé : La qualité des eaux douces est un facteur écologique majeur pour le maintien des niveaux trophiques et la survie des écosystèmes aquatiques. Cette étude préliminaire a été effectuée en 2008 et 2009 au niveau de quatre stations de la zone humide de Niamey, Niger. Nous avons caractérisé les propriétés physico-chimiques des eaux des mabieux lentiens et lotiens ainsi que la diversité de leurs populations d'algues du genre *Micrasterias*.

Nos analyses ont indiqué que les teneurs en éléments minéraux et en nutriments étaient plus élevées dans les sites situés à proximité de la rive du fleuve Niger et dans les plaines inondables adjacentes qu'au milieu du fleuve. Ceci pourrait s'expliquer par le déversement des eaux usées ainsi que par l'utilisation d'engrais organiques par les cultures riveraines. De même, la communauté d'espèces de *Micrasterias* la plus riche a été identifiée également en bordure du fleuve et dans les zones inondables.

Nos résultats suggèrent donc que les eaux utilisées pour l'irrigation sont de bonne qualité. Au total 27 espèces de *Micrasterias* ont été recensées dans les eaux des sites analysés. Toutefois, ces espèces ont été plus nombreuses dans les sites de Niamey 2 que dans ceux de Niamey 1 qui sont en bordure du fleuve et dans les zones inondables. L'abondance de *Micrasterias* sp. suggère que les eaux des sites étudiés sont de bonne qualité. Les analyses physico-chimiques, ont également confirmée la bonne qualité des eaux étudiées.

Mots-clés : Niamey ; Zones humides ; Qualité des eaux ; *Micrasterias*.

Abstract : The quality of fresh water is a major ecological factor for the sustainability of trophic levels and the survival of aquatic ecosystems. The present study was carried out during 2008-2009 within four stations in wetland areas of Niamey, Niger. For both lotic and lentic sites, we characterized the physico-chemical properties of the water, as well as algae populations of the genus *Micrasterias* which is usually found in nutrient-poor water.

Our analyses indicated that water contents in mineral elements and nutrients were higher close to the Niger river bank and the adjacent flooding plains rather than in the middle of the river. This may be due to sewages and the use of organic fertilizers by local farmers.

Accordingly, among the 27 species of *Micrasterias* that were found in total. The richest species community was found along the riverside, i.e. next to the river bank and in adjacent flooding plains. Altogether, our results show that the waters used for gardens irrigation are of rather good quality. However, these species were more abundant in the sites of Niamey 2 than in the sites of Niamey 1. Nevertheless, the results of the physico-chemical and of bioindicators analysis indicated that the waters of the four sites were of good quality.

Key-words : Niamey ; Wetlands ; freshwater quality ; *Micrasterias*.

**Les Algues des zones humides de Niamey :
le genre *Micrasterias* Agardh ex Ralfs (Desmidiaceae) (b)**

Djima Idrissou Tahirou¹, M'baye Ndiaye², Ali Mahamane¹, Saadou Mahamane¹

¹Laboratoire Garbe Mounkaila, Faculté des Sciences, Université Abdou Moumouni, BP : 10662 Niamey-Niger

²Centre Régional Agrhyment, BP : 11011 Niamey-Niger

Résumé : Les prélèvements d'algues effectués de Mai 2008 à Décembre 2007, dans quatre stations de la zone humide de Niamey, ont permis d'identifier 27 espèces du genre *Micrasterias* Agardh ex Ralfs, qui sont toutes nouvelles pour le Niger. Les résultats de notre étude ont indiqué que les *Micrasterias* ont des préférences pour les milieux lenticulaires d'eau douce.

L'importance de la biodiversité spécifique de ce genre fait ressortir de nouvelles informations pour la biodiversité de la région de Niamey, et atteste de la bonne qualité des écosystèmes étudiés.

Mots clés : algues ; *Micrasterias* ; nouvelles informations ; qualité des écosystèmes

Abstract : This survey evaluated the *Micrasterias* diversity in water bodies of Niamey. Algae Samples were collected, from May 2008 to December 2009 in four stations of Niamey Wetland. All the 27 species of the *Micrasterias* Agardh ex Ralfs genus identified in this study are new species in Niger. Our results indicated that *Micrasterias* occur for lentic fresh water.

This study brings new information for the algal diversity of the region of Niamey, and confirms the good quality of these aquatic ecosystems.

Key-words : algae ; *Micrasterias* ; new information ; quality of these aquatic ecosystems

MICRO-ALGUES DE LA MARE ET DES BASSINS D'ARROSAGE A PORT-BOUËT (ABIDJAN, CÔTE D'IVOIRE)

T. I. DJIMA¹, M. N'DIAYE², P. K. DA³ et M. SAADOU¹

¹Laboratoire Garba Mounkaila, Université Abdou Moumouni, Niamey-Niger. E-mail : djimadrissou2007@yahoo.fr.

²Laboratoire de Phytopathologie, Centre Régional Agrhytel, Niamey-Niger.

³Laboratoire de Botanique, UFR Biosciences, Université de Cocody-Abidjan, Côte d'Ivoire.

RESUME

Les algues jouent un rôle important dans les chaînes trophiques des écosystèmes aquatiques. L'étude a eu pour but, à la fois d'inventorier des peuplements algaux et de déterminer les paramètres physico-chimiques du milieu influençant la répartition de ces algues en zone marécageuse à Port-Bouët (Abidjan-sud, Côte d'Ivoire). Des échantillons d'eau ont été prélevés, mensuellement au niveau de 5 stations, entre septembre 2004 et janvier 2005. L'analyse physico-chimique a montré que ces eaux ont eu des teneurs importantes en silice (SiO₂), nutriments (NO³⁻, NO²⁻, NH₄⁺, PO₄³⁻) et ont recelé d'importantes formes de micro-algues. Au total, 105 espèces algales ont été identifiées. Celles-ci ont été réparties en 4 embranchements comme suit : 42, 39, 15 et 4 % Chlorophyta, Euglenophyta, Chrysophyta et de Cyanophyta, respectivement. L'analyse combinée des peuplements phytoplanctoniques, en relation avec les données physico-chimiques de chaque station, a permis d'obtenir 4 groupements phytoplanctoniques.

Mots clés : Micro-algues, eau douce, zone marécageuse, Port-Bouët, Côte d'Ivoire.

ABSTRACT

MICROSCOPIC ALGAE DISTRIBUTION IN SWAMPY AREAS OF PORT-BOUËT (ABIDJAN, CÔTE D'IVOIRE)

Algae play an important role in trophic chains of aquatic systems. This survey aims to determine both algae community and the physico-chemical characteristics of the media of their distribution. Five water samples were collected monthly from stations located in the swampy areas of Port-Bouët (south of Abidjan, Côte d'Ivoire) between September 2004 and January 2005. The samples were analyzed for physico-chemical and biological characteristics. Results showed that the waters had high silicium (SiO₂) and nutrient (NO³⁻, NO²⁻, NH₄⁺, PO₄³⁻) contents, which resulted in significant algae population, with 105 individuals identified in these media. The taxa were divided into 4 groups as follows : 42, 39, 15 and 4 % of the Chlorophyta, Euglenophyta, Chrysophyta and Cyanophyta, respectively. Canonical Correspondence Analysis of the data revealed 4 main phytoplanktonic groups.

Key words : Micro algae, freshwater algae, swampy area, Port-Bouët, Côte d'Ivoire.

INTRODUCTION

Les algues sont des végétaux chlorophylliens qui se développent dans l'eau ou dans les milieux humides (Ilitis, 1981). Elles constituent une part importante de l'écologie des milieux aquatiques (Gayral, 1975) et le premier maillon de la chaîne alimentaire en milieu aquatique. Elles produisent près de 70 % de l'oxygène atmosphérique (Catarini, 1985) et sont ainsi au cœur du monde vivant (Chadefaud, 1960).

En Côte d'Ivoire, les algues d'eau douce sont mal connues, malgré leur importance démontrée par plusieurs travaux (Bourrelly, 1961 ; Da, 1992, 2007 ; Da *et al.*, 1999 ; Ouattara *et al.*, 2000 ; Kouassi, 2004 ; Djima, 2006 ; Salla, 2006).

Les eaux douces sont quotidiennement utilisées par les animaux (bovins, ovins...) et les Hommes (bouvier, jardinier, horticulteur, etc.). Une connaissance des espèces d'algues endémiques à ces milieux serait un outil sûr d'évaluation de la qualité des eaux et de prévention des risques de santé publique. Certaines espèces, en l'occurrence *Cylindrocapsa raciborskii* (Woloszynska) senayya

et Subba Raju (Nostocaceae) et *Microcystis aeruginosa* Kützinger (Microcystaceae) sont particulièrement toxiques aussi bien aux animaux qu'aux hommes (Ernst *et al.*, 2006).

La présente étude a pour objectif de déterminer la diversité spécifique des algues des milieux humides à Port-Bouët. Les objectifs spécifiques consistent à recenser le peuplement algal de quelques stations des milieux marécageux de Port Bouët, puis à déterminer l'organisation des espèces en groupements, en relation avec les paramètres physico-chimiques du milieu.

MATERIEL ET METHODES

LOCALISATION

La commune de Port-Bouët (Figure 1) est située sur le littoral atlantique, entre 5°14' et 5°18' N et 3°55' et 3°62' W. Les prélèvements ont été effectués dans les zones marécageuses à Port-Bouët, à proximité du carrefour Akwaba, entre l'aéroport Félix Houphouët Boigny, le 43^e BIMA, l'Hôpital urbain de Port-Bouët et l'abattoir national.

